

ACTA BOTANICA

ACADEMIAE SCIENTIARUM HUNGARICAE

ADIUVANTIBUS

V. FRENYÓ, S. JÁVORKA, J. MÁTHÉ, G. UBRIZSY, B. ZÓLYOMI

REDIGIT

R. SOÓ

TOMUS III

FASCICULI 3—4



1957

ACTA BOTANICA

A MAGYAR TUDOMÁNYOS AKADEMIA BOTANIKAI KÖZLEMÉNYEI

SZERKESZTŐSÉG ÉS KIADÓHIVATAL: BUDAPEST, V., ALKOTMÁNY UTCA 21.

Az *Acta Botanica* német, angol, francia és orosz nyelven közöl értekezéseket a botanika tárgyköréből.

Az *Acta Botanica* változó terjedelmű füzetekben jelenik meg, több füzet alkot évenként egy kötetet.

A közlésre szánt kéziratok a következő címre küldendők:

Acta Botanica, Budapest 62, Postafiók 440.

Ugyanerre a címre küldendő minden szerkesztőségi és kiadóhivatali levelezés.

Az *Acta Botanica* előfizetési ára kötetenként belföldre 80 forint, külföldre 110 forint. Megrendelhető a belföld számára az „Akadémiai Kiadó”-nál (Budapest, V., Alkotmány utca 21. Bankszámla 05-915-111-44), a külföld számára pedig a „Kultúra” Könyv- és Hírlap Külkereskedelmi Vállalatnál (Budapest, VI., Népköztársaság útja 21. Bankszámla 43-790-057-181), vagy annak külföldi képviselőinél, bizományosainál.

Die *Acta Botanica* veröffentlichen Abhandlungen aus dem Bereiche der botanischen Wissenschaften in deutscher, englischer, französischer und russischer Sprache.

Die *Acta Botanica* erscheinen in Heften wechselnden Umfangs. Mehrere Hefte bilden einen Band.

Die zur Veröffentlichung bestimmten Manuskripte sind an folgende Adresse zu senden:

Acta Botanica, Budapest 62, Postafiók 440.

An die gleiche Anschrift ist auch jede für die Redaktion und den Verlag bestimmte Korrespondenz zu richten.

Abonnementspreis pro Band: 110 Forint. Bestellbar bei dem Buch- und Zeitungs-Aussenhandels-Unternehmen »Kultúra« (Budapest, VI., Népköztársaság útja 21. Bankkonto Nr. 43-790-057-181) oder bei seinen Auslandsvertretungen und Kommissionären.

PÁL KITAIBEL

1757—1817

Von

S. JÁVORKA

ORD. MITGLIED DER UNGARISCHEN AKADEMIE DER WISSENSCHAFTEN
BOTANISCHE ABTEILUNG DES NATURWISSENSCHAFTLICHEN MUSEUMS, BUDAPEST



Am 3. Februar dieses Jahres feierten wir den 200sten Jahrestag der Geburt PÁL KITAIBELS, des ersten und für lange Zeit des einzigen ungarischen Naturwissenschaftlers, dessen Name in seinem Zeitalter schon weit über die Grenzen des Landes hinaus bekannt war, ein Bahnbrecher, der durch seine vielseitige Tätigkeit entschieden die Auszeichnung verdient, dass in seinem Vaterland über seinem Andenken die Fackel der Pietät niemals erlischt.

In erster Linie bedeutet die Tätigkeit PÁL KITAIBELS den bewegtesten und in einem auch glorreichsten Abschnitt der im Karpatenbecken beginnenden Floraforschung. Wir können mit Recht KITAIBEL als den ungarischen LINNÉ bezeichnen, zumal seine Tätigkeit bei uns auch den, mit LINNÉS epochaler Wirksamkeit beginnenden Aufschwung bedeutet.

In diesem Zeitabschnitt, um die Wende des XVIII. und XIX. Jahrhunderts, infolge der späten Auswirkungen der 150jährigen Türkenherrschaft, dann durch die Kolonisationspolitik der HABSBURGER, ist für unser ganzes geistiges Leben — trotz den vielfachen vielversprechenden Anfängen und den ersten Versuchen in ungarischer Sprache — im allgemeinen der Stillstand, das späte Erwachen kennzeichnend, obzwar die Nationalkultur sich durch die Erneuerung der Literatur Bahn bricht.

Die allgemeinere Verbreitung der Naturkenntnisse nimmt erst durch die Neuorganisierung der Tyrnauer (Nagyszombat) Universität, die später nach Buda, dann nach Pest übersiedelt wurde, ihren Anfang. Der erste Professor des chemisch-botanischen Faches, JAKAB WINTERL, entfaltet schon eine umfangreiche Forschungs- und Schulungsarbeit und entdeckt die Pflanzenbesonderheiten der weiteren Umgebung von Buda und Pest. Als erster Assistent (Adjunkt) steht zu dieser Zeit schon PÁL KITAIBEL an seiner Seite, um später das Erschliessen der Naturschätze des ganzen Landes, in erster Linie doch den nicht geahnten Reichtum der Pflanzenwelt zu beginnen.

KITAIBEL wurde am 3. Februar des Jahres 1757 zu Nagymarton im Soproner Komitat (heute Mattersburg im zu Österreich gehörenden Burgenland) in West-Ungarn geboren. Seine Eltern waren wohlhabende Landwirte deutscher Muttersprache. Seine Schulen absolviert er in Sopron (Ödenburg) und in Győr (Raab), dann begegnen wir ihm als Jurist an der Budaer Universität, alsbald geht er jedoch auf die medizinische Fakultät über und wird i. J. 1784 als viert-jähriger Mediziner zum ersten Assistenten (Adjunkten) neben WINTERL ernannt. Es ist wahrscheinlich, dass er sich anfangs eher seinen chemischen Studien zuwandte, aber zu seinem Wirkungskreis gehörten auch die Pflege, die Vermehrung des Pflanzenmaterials des Botanischen Gartens und auch dessen Übersiedlung. Auch er durchwandert die weitere Umgebung von Buda und Pest, sammelt dort die ersten Pflanzen und Samen, bringt aber auch Tiere und Mineralien heim. An entferntere Reisen kommt erst 1792 die Reihe, von dieser Zeit an erkennt er stets klarer sein Ziel: die Entdeckung der Naturschätze des Landes und ihre Darstellung in einem einheitlichen zusammenfassenden Werk. Das ist nicht nur im Karpatenbecken, aber auch in ganz Südost-Europa — neben der Forschungsreise der Engländer in Griechenland — der erste grossangelegte, bahnbrechende Plan, der dem Zwecke der Aufdeckung des eigenartigen Charakteristikums dieses mächtigen Gebietes dienen sollte.

Diese grösseren Reisen dauerten nahezu zwei Jahrzehnte hindurch, und sozusagen bis auf unsere Zeiten, hat kein Naturforscher das Land in einem

so dichten Netzwerk bereist wie es KITAIBEL trotz der primitiven Reiseverhältnisse unternommen hat. Der Weg den KITAIBEL im Lande im Wagen, zu Pferd oder zu Fuss zurückgelegt hat, dürfte 20 000 km betragen.

Seine Forschungsleidenschaft steigert sich in solchem Masse, dass er — schon Professor an der Universität — seine Enthebung vom Unterricht durchsetzt.

Wahrscheinlich war es im Jahre 1794, dass KITAIBEL die Freundschaft und Gönnerschaft Grafen FRANZ ADAM WALDSTEINS, eines tschechischen Aristokraten ungarischer Staatsangehörigkeit gewinnt. WALDSTEIN war ein Naturfreund ausnahmsweise aufgeklärten Geistes, der sich für alles Schöne und Gute begeisterte, der zahlreiche Entdeckungsreisen KITAIBELS arrangierte, an ihnen teilnahm und auch für die Kosten einzelner gemeinsamer Reisen aufkommt. Der Hauptverdienst WALDSTEINS ist jedoch, dass er die Kosten der Herausgabe ihres gemeinsamen grossen Florawerkes »Icones« vollständig bestritt.

Ihre erste gemeinsame, staatlich unterstützte Reise im Jahre 1795 führt über Bártfa in die Hohe Tátra. Dort besteigen sie in Gesellschaft des Nagyszalóker Botaniker-Geistlichen TAMÁS MAUKSCH die Lomnitzer Spitze. 1796 bewandern sie, neuerlich zusammen, über das Ecseder Moor die Berge in der Umgebung von Nagybánya und durchziehen dann über Mármarosziget die Schneeberge Gross Pietros bei Borsa und ihre Umgebung und entdecken in den Nordost-Karpaten die schönsten Pflanzenbesonderheiten, Endemismen. Im nächsten Jahr durchwandert KITAIBEL die Mátra, im Jahre 1798 studiert er die im warmen Wasser des Pecepatak bei Nagyvárad lebende tropische Pflanze, *Nymphaea lotus* und sucht den westlichen Rand des Bihar Gebirges auf. Noch im selben Jahr reisen sie zusammen mit WALDSTEIN nach Berlin, um dort WILLDENOW, einen der führenden Botaniker seines Zeitalters zu besuchen und mit ihm das bis dahin gesammelte Pflanzenmaterial, sowie die Angelegenheit des zur Ausgabe gelangenden grossen Pflanzenatlas, des »Icones« zu besprechen. WILLDENOW fand auch im vorgelegten Material sofort zwei neue Pflanzengattungen, von diesen benannte er die in Slavonien gefundene Malvenart nach dem Entdecker: *Kitaibelia vitifolia* und die vom Ungarischen Mittelgebirge stammende Fingerkrautart: *Waldsteinia geoides*. Eine neue amaryllisartige Gattung benennen sie später *Sternbergia colchiciflora*.

1799 kommt die Reihe an Sárvíz, die Balatongegend und das Mecsekgebirge, 1800 werden wieder die reichen Pflanzenschätze Syrmien, des Banats, der Sandpuszta von Deliblát, der Umgebung von Oravicza, Herkulesbad und des Kasanpasses aufgedeckt. Im Jahre 1802 kommt es zur grossen Reise nach Kroatien, der Iter croaticum Magnum, in deren Interesse WALDSTEIN in Wien eine grosse Propaganda anlegt. Sie erforschen über Zagreb die Plitvicaer Seen, die Gegend des Schneeberges Plješevica und gelangen auf die sich entlang des Adriatischen-Meeres ziehende mächtige Bergkette Velebit, wo sie nahe an

drei Wochen im Freien verbringen und den Pester Botanischen Garten mit 55 von dort mitgebrachten Pflanzenneuheiten bereichern.

Das nächste Jahr erforscht er über das Mátragebirge die Karpaten des Komitats Bereg, die Berge von Abauj, die Umgebung von Putnok, dann folgt (1804) die Reise durch das Komitat Árva mit der Liptóer Tatra, der Niederen Tatra und der Hohen Tatra, später untersucht er die warmen Wässer im Bana und durchwandert Slavonien. Inzwischen verliert er zwei Jahre durch den neuerlichen Umzug des Botanischen Gartens, und i. J. 1810 wird er, zusammen mit seinem Kollegen TOMTSÁNYI zum Studieren des Erdbebens in Mór entsendet. Seine späteren Reisen in der Mátra, im Komitat Hont, in der Umgebung von Balatonfüred dienen eher seiner Erholung, denn KITAIBEL wird stets kränklicher, tritt deswegen in den Ruhestand und wird von seinen langen Leiden am 13. Dezember 1817 durch den Tod erlöst. Sein Tod erregte allgemeines tiefes Mitgefühl, seine Hinterlassenschaft: das aus 63 Paketen bestehende Herbarium, seine Manuskripte, Tagebücher, die Mineralien- und Gesteinsammlungen kaufte der Palatin JÓZSEF für das Nationalmuseum an.

KITAIBELS naturbeobachtendes Genie lebte sich vor allem in seinen Entdeckungsreisen aus. Seine grossen Reisen in unbewohnten Gegenden, die Besteigung der Hochgebirge waren ohne Zweifel bis dahin beispiellos dastehende Unternehmungen. Auf seinen Reisen wandte er seine Aufmerksamkeit nicht bloss der Pflanzenwelt zu. In seinen Tagebüchern verzeichnet er die Qualität der Böden der durchwanderten Gebiete und die landwirtschaftlichen Produkte der letzteren. Er beschreibt eingehend das Leben der Alpenhirten, ihre Milchwirtschaft. Insbesondere interessieren ihn die Mineralwässer, er schickt Muster in Flaschen gefüllt zwecks chemischer Analyse nach Hause. Er sammelt die volkstümlichen ungarischen, rumänischen, kroatischen Pflanzenbenennungen. Vom Gipfel des Tokajer Berges Umschau haltend, sieht er die Tiefebene schon als eine mit Wassersedimenten ausgefüllte Ebene, und die um sie im weiten Bogen emporragenden Karpaten betrachtet er als die einheitliche Arbeit vulkanischer Kräfte.

Die zahlreichen Pflanzenneuheiten bewegen den fortschrittlich denkenden KITAIBEL dazu, dass er von der starren LINNÉschen Artenauffassung abweichend, den Artenbegriff immer enger zusammenzieht und mit kühnem Entschluss die neu erscheinenden Arten mit neuen Namen belegt.

KITAIBEL und WALDSTEIN, angespornt durch die Erfolge der ersten Sammelreisen, fassen den Entschluss ihre Entdeckung und die Pflanzenwelt Ungarns im allgemeinen, in einer botanischen Prachtausgabe zu veröffentlichen. Derartige Pflanzenatlasse in prächtiger Ausstattung waren am Büchermarkt Europas damals in ihrer Blütezeit. Es war KITAIBELS ewiger Verdienst, dass wir uns in diesem edlen Wettbewerb mit einer so würdigen Arbeit beteiligen konnten. Die hohen Kosten der Ausgabe bestritt WALDSTEIN. Alle 280 Tafeln der in 200 Exemplaren gefertigten Ausgabe — insgesamt also 56 000 Tafeln —

mussten mit Handmalerei ausgestattet werden. Das Werk »Die Beschreibung und Abbildung der selteneren Pflanzen Ungarns« (*Descriptiones et icones plantarum rariorum Hungariae*) erscheint zwischen 1799 und 1812 in drei mächtigen Folio-Bänden. Das Werk, das in gleicher Weise seinen Autoren und ihrem Vaterlande Ruhm verschaffte, wird heute auf dem internationalen Büchermarkt auf 2000 Dollar geschätzt. Zur Zeit seiner Erscheinung aber, inmitten der damaligen öffentlichen Zustände und der Napoleonischen Kriege wurde es hier zu Hause mit einer ziemlichen Gleichgültigkeit empfangen, während im Ausland, im Sturm des Krieges, zahlreiche Exemplare während des Transportes verloren gingen. Aus der Arbeit KITAIBELS und seines Mitarbeiters nahm aber das Ausland auch so mit Staunen Kenntnis, dass im südöstlichen Teil Europas eine andere, reichere Pflanzenwelt blüht.

Durch das Erscheinen des *Icones* wurde Ungarn in die Kulturzone Europas einbezogen, in der die Naturschätze der einzelnen Länder als das Ergebnis der Arbeit ihrer eigenen Söhne ans Tageslicht kommen. Die übrigen südöstlichen Teile Europas die ausserhalb der Kulturzone lagen, blieben noch lange Zeit hindurch *Terra incognita*, oder wurden von den die Entdeckungsreisen unternehmenden Forschern aus dem Westen der wissenschaftlichen Welterschlossen.

Es ist Schade, dass KITAIBEL, als die Fortsetzung der *Icones* unterblieb, die sich bei ihm immer mehr anhäufenden Pflanzenneuigkeiten nicht veröffentlichte, sondern sie selbstlos, zum grossen Teil vor allem seinem Freunde SCHULTES für die bevorstehende zweite Ausgabe der »Österreichischen Flora«, und auch anderen, so WILLDENOW und N. HOST, usw. überliess. Aber auch so beträgt die Zahl der noch heute gültigen KITAIBELSchen oder WALDSTEIN—KITAIBELSchen Pflanzennamen 260.

Auch in anderen Zweigen der Naturwissenschaften, wie auf dem Gebiete ihrer praktischen Anwendung können wir mit Recht KITAIBEL als allein-stehenden Polyhistor der damaligen Zeiten bezeichnen. Er analysierte z. B. als erster die Mineralwässer Ungarns und die diesbezügliche Arbeit — die Analyse etwa 70 Quellwässer — wurde nach seinem Tode von seinem Kollegen und Nachfolger JÁNOS SCHUSTER herausgegeben. KITAIBEL entdeckte als erster ein Element, das Tellur in den Mineralien Siebenbürgens und des Börzsöny-Gebirges. Leider beeilte er sich nicht seine Entdeckung der wissenschaftlichen Welt eingehend mitzuteilen, so musste er den Ruhm der Entdeckung mit dem siebenbürger MÜLLER und dem berliner KLAPROTH teilen. Er befasste sich mit den Seifen, entdeckte den Chlorkalk und wandte ihn als erster zur Bleiche der Textilien an. Er befasste sich mit dem Salpeter der Tiefebene (Alföld), mit dem Sammeln des Sodasalzes, mit der Sodaindustrie, mit dem Beregszászer Alaunkochen usw. Wie wir es schon erwähnt haben, wurde er mit seinem Kollegen TOMTSÁNYI zusammen mit dem Studium des Erdbebens in Mór ebenfalls beauftragt. In ihrer klassischen Monographie hierüber wurden das erstemal die isoseistischen Linien benutzt. Auch auf dem Gebiete der Zoologie ist KITAIBEL

der Entdecker mehrerer unserer Säugetiere, Eidechsen. Also hat sich KITAIBEL mit Recht den Namen »ungarischer LINNÉ« verdient.

KITAIBEL schrieb sein Werk in lateinischer Sprache, die damals die Sprache der Wissenschaft war. Zur gleichen Zeit mit seiner Tätigkeit, in Verbindung mit den damals begonnenen Bestrebungen für die ungarische Sprachbewegung und Sprachneuerung, entsteht aber auch die neue wissenschaftliche Terminologie. Das Buch von DIÓSZEGI und FAZEKAS: Magyar Fűvészkönyv (Ungarisches Pflanzenbuch), das im Jahre 1807 erschien, ist das erste systematische Werk in ungarischer Sprache, dessen Hauptverdienst in der Erschaffung der urwüchsigen ungarischen botanischen Nomenklatur besteht, im übrigen aber wenig selbständige Beobachtungen aufweist. KITAIBEL und DIÓSZEGI ergänzen einander also in ihrer Tätigkeit und auch ihr Verhalten zueinander ist durch eine gegenseitige Hochschätzung gekennzeichnet.

KITAIBEL hat noch im Jahre 1802 vergeblich versucht eine Naturwissenschaftliche, Wirtschaftliche und Heilkundliche Gesellschaft ins Leben zu rufen. Sein Plan scheiterte einesteiis an dem Gleichmut, andernteils an der böswilligen Verzögerung durch die Behörden. Er selbst hingegen wurde von zahlreichen ausländischen wissenschaftlichen Gesellschaften als Mitglied gewählt. Die Nachwelt aber stattet dem Andenken KITAIBELS, des eine neue Epoche verkündenden, grossen einsamen Bahnbrechers, das Tribut der dankbaren Pietät ab. Das Nationalmuseum bewahrt pietätvoll seine hinterlassene Pflanzensammlung, Manuskripte, Tagebücher auf und liess sie wissenschaftlich aufarbeiten, und die Ungarische Akademie der Wissenschaften gab anlässlich der Jahreswende seines 200sten Geburtstages seine Biographie heraus. Ausserdem verkünden in Buda, inmitten einer Reihe wissenschaftlicher Institute, eine nach ihm benannte Strasse und eine Gedenktafel sein Andenken. Nach seinem Namen wurden ausser dem Gattungsnamen *Kitaibelia* 43 verschiedene Pflanzenarten benannt.

Die von KITAIBEL in Gang gesetzte Floraforschung konnte in den nachfolgenden Zeitabschnitten nur mit mehr oder weniger Schwierigkeiten fortgesetzt werden. Nach den in ziemlich konservativem Geist gehaltenen Arbeiten von AUGUST NEILREICH, FRIGYES HAZSLINSZKY setzen der Österreicher ANTON KERNER, später VINCE BORBÁS, LAJOS SIMONKAI, ÁRPÁD DEGEN, in einer, auf neuer pflanzengeographischer und entwicklungsgeschichtlicher Grundlage beruhenden Artenauffassung die Forschung nach der ungarischen Blütenflora fort, die durch sie im grossen und ganzen auch beendet wird. Die Blütenpflanzen des Karpatenbeckens zusammenfassende »Magyar Flóra« (Ungarische Flora) und der dazu gehörende Illustrationsband Iconographia Florae Hungaricae — dem Andenken KITAIBELS gewidmet — sollen ebenfalls als Abschluss der jahrhundertealten Forschungsarbeit betrachtet werden, die durch KITAIBEL mit Welterfolg eingeleitet wurde und mit der er die Grundlage der Forschung für die Assoziationslehre unserer Tage geschaffen hat.

EXPERIMENTELLE MORPHOLOGISCHE BEOBACHTUNGEN IN DER GEWEBESTRUKTUR DER BLÄTTER VON UNGARLÄNDISCHEN FESTUCA-ARTEN

O. BORSOS

SYSTEM.-GEOBOTAN. INSTITUT DER L. EÖTVÖS UNIVERSITÄT, BUDAPEST

(Eingegangen am 12. III. 1957)

I. Einleitung

Im Sommer des Jahres 1956 wurden vier *Festuca*-Arten, namentlich *F. pseudovina*, *F. sulcata*, *F. glauca* und *F. vaginata* einer vergleichenden histologischen Untersuchung unterzogen. Als Grundlage für diese Untersuchungen dienten unsere in den vorangegangenen Jahren an *Festuca*-Arten durchgeführten experimentell-morphologischen Beobachtungen. Wir machten nämlich die Erfahrung, dass die oben angeführten Pflanzen, sobald sie von ihrem ursprünglichen Standort in eine andere Umwelt versetzt wurden, sich in ihrem äusseren Habitus, besonders in bezug auf die Gewebestruktur der Laubblätter, veränderten. Eine sehr charakteristische Veränderung zeigte sich vor allem in der Verteilung des Befestigungsgewebes, in der Anzahl und in der Verteilung der Sclerenchymbündel, sowie in der Anzahl der Bastbündel (siehe Soó, Acta Bot. Acad. Sc. Hung. [1955] S. 188).

Da die Sclerenchymbündel in den Blättern, sowie die Anzahl und die Verteilung der Bastbündel in den systematischen Handbüchern als ein für die einzelnen Arten bezeichnendes Merkmal erwähnt werden, erschien es uns unerlässlich notwendig zu untersuchen, durch welche Umweltfaktoren die Ausbildung der Gewebestruktur beeinflusst wird und welches Mass die Veränderung, die Reaktion des Organismus erreicht.

An dieser Stelle muss der diesbezügliche erste Kulturversuch von E. HACKEL, des Verfassers der *Festuca*-Monographie erwähnt werden, ein Versuch, der auf diesem Gebiete von bahnbrechender Bedeutung war (Monogr. *Festucarum* europ. 1888, S. 56—60). Er war es nämlich, der in der Umgebung von St. Pölten, vom Jahre 1879 an, fünf Jahre lang ungefähr 100 Arten verschiedener Gräser, darunter *Festuca*-Arten und Varietäten, aus den fernsten Gegenden der Welt kultivierte. Er züchtete die Individuen aus dem Samen in gebundenem lehmigem Gartenboden, in offenen, sonnenbeschienenen Parzellen. Nach anfänglicher Berieselung überliess er die Pflanzen später der Natur. Im Laufe seiner Versuche nahm er je zweijährige Beobachtungen vor. Die zusammengefassten Resultate liessen ihn zur Feststellung gelangen, dass

die Entwicklung einer von den Eltern abweichenden Eigenschaft, abgesehen von einigen kleineren Veränderungen — wie z. B. die lange oder mehr lockere Entwicklung der Rispe, der im Vergleich zu dem ursprünglichen Standort etwas höhere Stengel — nicht nachgewiesen werden kann. Seiner Ansicht nach sind also die Kulturversuche bei den *Festuca*-Arten von keinerlei Bedeutung (obwohl er hinzufügt, dass eine beharrliche, mehrere Jahre lang durchgeführte Versuchsserie vielleicht mehr Erfolg haben könnte). Demgegenüber hebt er jedoch die Bedeutung der Variation bei den in der Natur, an verschiedenen Standorten lebenden Exemplaren hervor. An einem luftigen, sonnigen, trockenen Standort entwickeln sich in ihrem Habitus festere, sprödere Exemplare, als an feuchten, schattigen Stellen, wo sich die Blätter verdünnen, ein Umstand, der auf die weniger entwickelte Struktur des Befestigungsgewebes deutet. Die Variation kann jedoch auch vertikal, in den hohen Gebirgen und horizontal, in den verschiedenen Klimazonen nachgewiesen werden (Monographie S. 51).

Einige Jahre später, vom Jahre 1884 an, wurden von FR. KRAŠAN, in der Umgebung von Graz, experimentelle Beobachtungen durchgeführt. Er transplantierte zum Teil *F. sulcata*-Exemplare, zum Teil nahm er einen Anbau in Dolomithfelsen vor und konnte nach einigen Jahren die Umwandlung in die Richtung nach *F. glauca* nachweisen. Hingegen war der reziproke Versuch, d. h. die Umwandlung von *F. glauca* in die Richtung nach *F. sulcata* von keinem Erfolg begleitet (KRAŠAN ÖBZ. XXXVIII. [1888] S. 192—199, Engl. Botan. Jahrb. 1901. S. 180—215).

In einem Kapitel seiner *Festuca*-Monographie berichtet SAINT-YVES (Les *Festuca* de la Section *Eu-Festuca* et leurs variations dans les Alpes maritimes, 1913. S. 28—29) von dem Einfluss der Umwelt auf den Pflanzenorganismus, doch nicht auf eine experimentelle Grundlage, sondern ausschliesslich auf Beobachtungen gestützt. Obwohl die in den Lebensbedingungen abweichende Umwelt gewisse morphologische Veränderungen zustande bringt, wie z. B. an schattigen Stellen den hohen, schlanken Wuchs, die hellgrüne Laubfarbe, oder an trockenen, warmen Standorten einen niedrigeren, mehr gedrungenen Wuchs, eine bläulichgrüne Laubfarbe und ein besser entwickeltes Sclerenchym, ist der Autor der Ansicht, dass diese verschiedenen Formen häufig auch nebeneinander anzutreffen sind. SAINT-YVES fügt noch hinzu, dass selbst der Höhenunterschied des Standortes keine auffallende Differenzierung morphologischer Art verursacht. Als Beispiel führt er *Festuca spadicea* an, deren in einer Höhe von 2000 m und am Meeresstrand in einer Höhe von 300 m wachsende Exemplare — seiner Ansicht nach — keinen Unterschied erkennen lassen.

Die oben beschriebenen eigenen Versuche und dreijährigen Beobachtungen erbringen — im Gegensatz zur Ansicht von HACKEL — den Nachweis, dass in einer künstlichen Kultur verhältnismässig leicht, in einzelnen Fällen innerhalb einiger Monate, eine wesentliche Veränderung eintritt, wie z. B.

in dem anatomischen Aufbau des Blattes. Von unseren diesbezüglichen Resultaten wird bei anderer Gelegenheit berichtet.

Erwähnen müssen wir noch die von A. HORÁNSZKY an den Blättern verschiedener *Festuca*-Arten durchgeführten Epidermis-Untersuchungen (Acta Bot. Acad. Sc. Hung. I. [1954] S. 61—87), die zwar an unter natürlichen Umständen lebenden Exemplaren durchgeführt wurden, dennoch aber sehr wertvoll sind, da sie neue Angaben bezüglich der Gewebestruktur der Blätter enthalten.

Während unserer experimentellen Arbeit ergab sich das Problem, auf welche Weise die Entwicklung des bezeichnenden Befestigungsgewebes in den Laubblättern — im Laufe des individuellen Lebens der Arten — vor sich geht. Ferner versuchten wir, davon ausgehend, doch darüber hinaus, auch die Frage zu beantworten, was für eine physiologische Folgerung bezüglich des Ursprungs der einzelnen Arten gezogen werden kann. Im Zusammenhange damit sind in der Literatur zwei einander widersprechende Hypothesen bekannt. Im Sinne der ersten Hypothese entwickelt sich der nicht unterbrochene geschlossene Sclerenchymring in den Blättern gewisser *Festuca*-Arten erst im späten Alter, während der Ring im jugendlichen Alter stets unterbrochen ist. Der aus mehreren Bündeln zusammengesetzte bzw. unterbrochene Sclerenchymring kann also als früheres Merkmal betrachtet werden, als der geschlossene, nicht unterbrochene Ringzustand (HACKEL). Demgegenüber werden von denen, die die zweite Hypothese verfechten, jene Arten mit Sclerenchymring, von denen die unterbrochenen bzw. mehrbündeligen Gruppen abgeleitet werden können, als die älteren bezeichnet. Zur Klärung des strittigen Problems trägt auch vorliegende Arbeit bei, denn die experimentellen Beobachtungen bieten aufklärende Angaben bezüglich der Ontogenese der bezeichneten Arten und erleichtern damit — durch eine gewisse Folgerung — die Lösung des Problems.

II. Versuchsmaterial, Methode, Zielsetzung

Als Versuchsmaterial dienten die in der Umgebung von Debrecen, auf dem Gebiete der Sámson-Hügel und von Hortobágy gesammelten Samen von *Festuca pseudovina* Hack. ap. Wiesb., ferner die Samen von *Festuca sulcata* (Hack.) Nym. und *F. vaginata* W. und K. aus der Umgebung von Haláp, schliesslich die Samen der in der Dolomitgegend von Nagyszénás und Csákvár gesammelten Exemplare von *F. glauca* Lam. ssp. *pallens* (Host) Schwarz.

Die Samen der Versuchspflanzen wurden in drei Serien angehäut, und zwar zwei Serien am 21. April in Töpfen, in Komposterde und eine Serie am 28. April im Freien, in schwarzem Sandboden (jede der vier Arten in zweimal 70 cm Reihen). Die Topfpflanzen wurden zuerst im Glashaus gehalten. Später, nach Entwicklung der Keimblätter, verlegten wir eine Gruppe in die westlich gelegene Glatterrasse (A) des botanischen Gartenlaboratoriums, eine andere hingegen — jeweils drei Töpfe von jeder Art — in ein sog. Holländerbeet (B), dessen Glasdach mit einer Beschattungsvorrichtung versehen wurde. (Die Frage der Beschattung lösten wir mit Hilfe einer mit kleinen Spalten versehenen, aus dünnen Brettern zusammengesetzten Vorrichtung.) Die Pflanzen der Versuchstationen A und B wurden nur mit einer minimalen Wassermenge begossen (pro Topf täglich 150 ml.), während die Freikultur nach der Keimung überhaupt nicht mehr begossen wurde und auf die natürliche Niederschlagsmenge angewiesen war. Bezüglich der Niederschlagsmenge stehen uns keine eigenen Angaben zur Verfügung. Wir verwenden

deshalb die Angaben der unseren Versuchsstellen am nächsten liegenden meteorologischen Station, wonach sich die monatliche Niederschlagsmenge von Mai bis September folgendermassen verteilte :

Mai : 86,2 mm, Juni : 55,7 mm, Juli : 23,1 mm, August : 20,3 mm, September : 2,6 mm. Die niedrigen Werte lassen die spärliche Niederschlagsmenge in den Sommermonaten erkennen. Auf diese Weise wurden die drei Kulturen in Gebieten eingestellt, die ein jeweils anderes örtliches Klima aufwiesen. Die Glasterrasse (A) zeigt in bezug auf Lufttemperatur, Lichtintensität und Dunstgehalt der Luft einen mittleren Wert, während das Holländerbeet (B) ein Versuchsgebiet mit niedrigerer, doch ausgeglichenerer Temperatur, sehr geringer Lichtintensität und geringem Dunstgehalt der Luft darstellt. Unter allen von uns gemessenen klimatischen Faktoren fanden wir bei der Freikultur (C) das extremste örtliche Klima. Von den mehrfach durchgeführten örtlichen Klimamessungen seien hier zu Vergleichszwecken nur die Angaben einer einzigen Messung mitgeteilt :

Tagesgang der Lufttemperatur, 10. August 1956. (in C° ausgedrückt)

	7h	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19
Glasterrasse	17,5	18,0	18,8	20,0	23,0	26,0	27,1	29,0	30,2	29,0	28,8	28,0	27,2
Holländerbeet	16,2	17,0	19,5	23,6	27,0	29,0	30,0	30,2	30,0	30,2	29,0	27,5	24,0
Freikultur	18,0	18,8	21,8	24,2	25,4	26,8	28,4	29,4	30,8	30,5	29,0	28,4	25,0

Tagesgang der Lichtintensität, 10. August 1956 (mit Eder—Hecht Photometer gemessen)

	7h	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19
Glasterrasse	20	30	50	50	60	60	70	75	60	60	50	50	40
Holländerbeet	40	50	50	50	60	75	60	50	60	50	50	50	30
Freikultur	80	95	110	115	115	130	130	120	125	120	100	95	80

Evaporation, Tagesgang am 10. August 1956 (in ml ausgedrückt)

	8h	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19
Glasterrasse	0,0	0,0	0,01	0,2	0,3	0,4	0,5	0,4	0,3	0,3	0,3	0,2
Holländerbeet	0,0	0,0	0,1	0,1	0,2	0,3	0,3	0,2	0,3	0,2	0,2	0,0
Freikultur	0,2	0,2	0,3	0,4	0,5	0,6	0,6	0,5	0,5	0,4	0,5	0,3

Bei den Topfkulturen dauerte die Keimzeit vom 26—28. April, bei den Freikulturen hingegen vom 8—10. Mai. Vom Erscheinen der Laubblätter an (4. bzw. 13. Mai) wurden 5 Monate lang systematische Beobachtungen und Messungen durchgeführt, die sich in erster Reihe auf die anatomische Struktur der Grundblätter bezogen. Untersucht wurden von jeder einzelnen Art drei Töpfe, von jedem Topf stets je drei der nacheinander folgenden, verhältnismässig ältesten Blätter vom demselben Exemplar (also insgesamt 9 Individuen von jeder Art pro Standort). Bei der Freikultur wurden von jeder Art 14 Grundblätter untersucht.

Auf Grund der in der Einleitung mitgeteilten Ausführungen bildete es unsere Aufgabe, die komparative histologische Untersuchung der erwähnten vier *Festuca*-Arten durchzuführen und zwar mit besonderer Rücksicht auf das Befestigungsgewebe der Blätter, sowie auf das Erscheinen und auf die Entwicklung der Bastbündel. Schliesslich wollten wir auf Grund der erzielten Versuchsergebnisse die phylogenetischen Zusammenhänge auswerten bzw. die entsprechenden Folgerungen ziehen. Zweifellos geben diese Versuche kein vollständiges Bild über die individuelle Entwicklung der angeführten Arten, da sich immer neuere und neuere Fragen ergeben, deren Berücksichtigung eine wichtige Aufgabe der Versuche kommender Jahre sein wird.

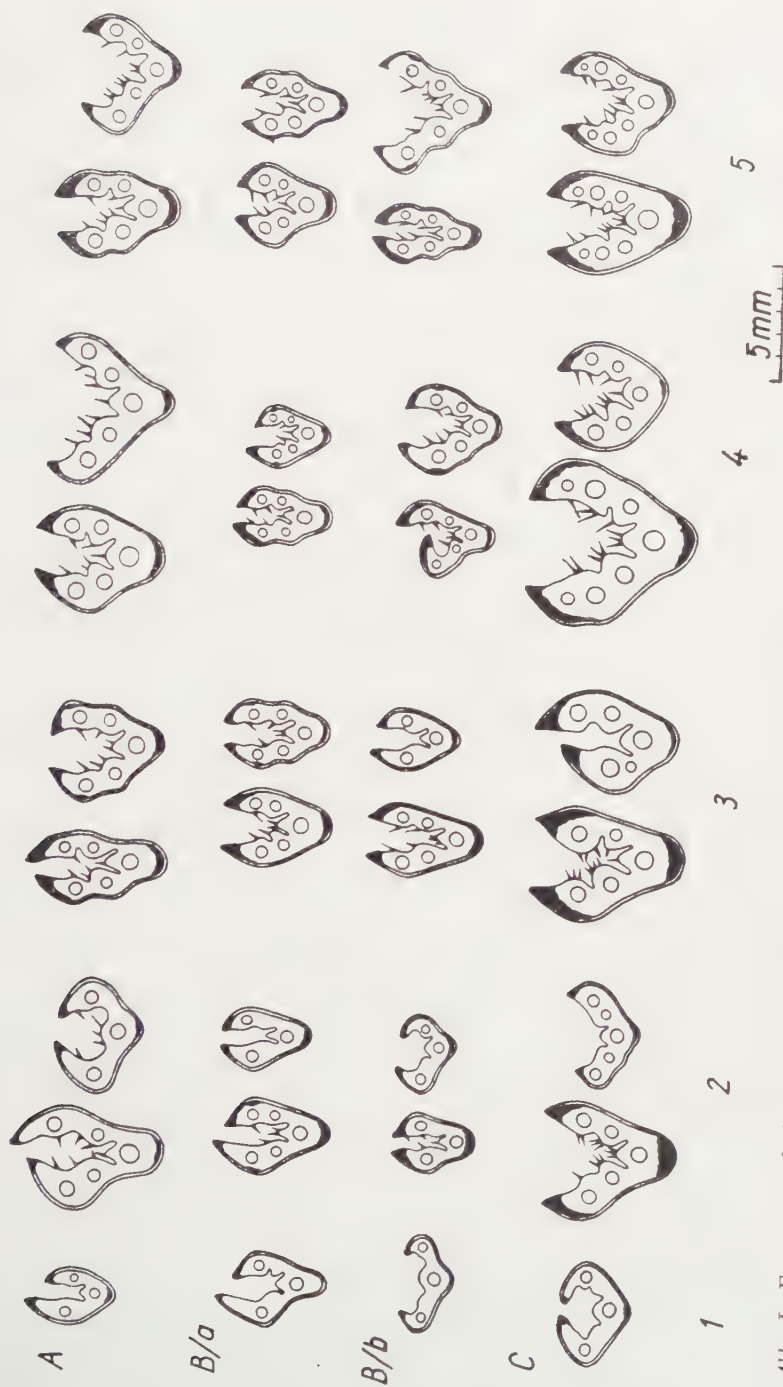


Abb. 1. *Festuca pseudovina* Hack. ap. Wiesb. (Sámson-Hügel). Querschnittbild der Blätter. A) Laboratorium-Glasterrasse B) Höfländerbeet C) Freikultur 1. Messung am 14. bzw. 20. V. 2. Messung am 24. VI. 3. Messung am 23. VII. 4. Messung am 20. VIII. 5. Messung am 20. IX. Von je zwei Zeichnungen stellt die erste das obere Drittel, die zweite das untere Drittel des Blattes dar

Abkürzungen in den Tafeln und Tabellen

Breite des Blattes	Br. d. Bl.
Dicke des Blattes	D. d. Bl.
Anzahl der Sclerenchymbündel	Scl.
Anzahl der Bastbündel	B. Bü.
unteres Drittel des Blattes	u.
oberes Drittel des Blattes	o.
mittleres Drittel des Blattes	m.
Unterbrochener Ring	u. R.
Nicht unterbrochener (geschlossener) Ring	n. u. R.
Fast geschlossener Ring	f. g. R.

Tafel I

Biometrische Angaben der Grundblätter von *Festuca*

Versuchsstation	14. (20.) Mai						24. Juni					
	Br. d. Bl.	D. d. Bl.	Scl.		B. Bü.		Br. d. Bl.	D. d. Bl.	Scl.		B. Bü.	
	mm		u.	o.	u.	o.	mm		u.	o.	u.	o.
1. Laboratorium-Glasterrasse ..	0,14-	0,28-	3	3	3	3	0,22-	0,42-	3	3	5	3
	0,18	0,35					0,39-	0,6				
		0,11-						0,16-				
		0,15						0,26				
2. Holländerbeet	0,14-	0,28-	2	2	3	3	0,19-	0,32-	5	3	5	3
	0,2	0,4					0,22	0,45				
		0,11-						0,16				
		0,18						0,23				
3. Holländerbeet	0,3-	0,3	2	2	3	3	0,24-	0,28-	3	3	3	3
	0,41						0,34	0,35				
		0,16-						0,14-				
4. Freikultur		0,18						0,18				
	0,45	0,31	3	3	3	3	0,52-	0,3-	3	3	5	5
							0,56	0,58				
		0,12						0,18-				
								0,22				

III. Ausführliche Beschreibung der Versuchsergebnisse

In der Ontogenie der Blätter von *Festuca pseudovina* Hack. ap. Wiesb. (Sámson-Hügel, s. Taf. I. Abb. I) können auf Grund der Gewebestruktur mehrere Grade aufgestellt werden:

1. Die ersten Laubblätter haben in allen drei Versuchsstationen kein Befestigungsgewebe und sind mit drei Bastbündeln versehen.

2. Der nächste Schritt ist die Ausbildung des wenige Zellen enthaltenden Sclerenchymgewebes, das bei den Individuen der Glasterrasse und der Freikultur in drei, bei denen des Hol-

Händlerbeetes in zwei Bündeln in Erscheinung tritt. Die Anzahl der Bastbündel beträgt drei (s. Abb. I: A. 1, B. a. 1, B. b. 1, C. 1).

3. Im Laufe der Entwicklung sind im unteren und oberen Drittel der Blattfläche gleichmässig drei kleine Sclerenchymbündel zu sehen. Im unteren Drittel können wir gewöhnlich fünf Bastbündel zählen (eine Ausnahme bilden nur einige Individuen des Holländerbeetes, bei denen die Anzahl drei beträgt), hingegen finden wir im oberen Drittel stets drei und nur bei den Individuen der Freikultur fünf.

4. Eine weitere wichtige Veränderung der anatomischen Struktur zeigt sich im Erscheinen des Sclerenchymgewebes mit fünf, wenige Zellen enthaltenden Bündeln und zwar so, dass an den Rändern des Blattes je zwei zu sehen sind. Dieses Bild zeigte sich im unteren Drittel der am 24. Juni untersuchten Blätter von einigen Exemplaren des Holländerbeetes (I. B. a. 1), bei anderen Individuen hingegen, sowie bei den Kulturen der Glatterasse (23. Juli) im oberen Drittel

pseudovina (Sámson-Hügel) 14. V.—20. IX. 1956

23. Juli						30. August						20. September					
Br. d.Bl.	D. d. Bl.	Scl.		B. Bü.		Br. d.Bl.	D. d. Bl.	Scl.		B. Bü.		Br. d.Bl.	D. d. Bl.	Scl.		B. Bü.	
mm		u.	o.	u.	o.	mm		u.	o.	u	o.	mm		u.	o.	u.	o.
0,32-	0,42-	3	5	5	5	0,35-	0,4-	3	3	5	5	0,33	0,42-	3	3	5	5
0,41	0,54					0,4	0,5						0,5				
	0,15-						0,15-						0,16-				
	0,26						0,28						0,26				
0,25-	0,35-	3	5	5	5	0,2-	0,32-	3	5	5	5	0,3-	0,4-	3	3	5	5
0,39	0,55					0,25	0,38					0,31	0,48				
	0,18-						0,16						0,2				
	0,25						0,2										
0,23-	0,38-	3	3	5	3	0,22-	0,4-	3	5	5	5	0,24-	0,43-	3	5	5	5
0,26	0,5					0,36	0,48					0,56	0,5				
	0,21-						0,15-						0,19-				
	0,26						0,18						0,22				
0,4	0,6-	3	3	5	5	0,41-	0,48-	3	3	5,7	5	0,38-	0,5-	3	3	5,7	5,7
	0,71					0,7	0,77					0,48	0,62				
	0,25-						0,2-						0,21-				
	0,31						0,32						0,32				

des Blattes (I. B. b. 4, A. 3). Die Anzahl der Bastbündel beträgt fünf, eine Ausnahme bilden die Blätter von einigen Individuen des Holländerbeetes, wo im oberen Drittel drei zu zählen sind.

5. Im letzten Stadium der Entwicklung wachsen — infolge der Vermehrung der Zellen — je zwei an den Rändern des Blattes befindliche Sclerenchymbündel zusammen und es bilden sich die drei gleichmässig gut entwickelten Sclerenchymbündel, sowie die fünf Bastbündel (Abb. I. 4, 5, B. a. 5, C. 2, 3).

In der Freikultur ging die oben skizzierte Entwicklung in kürzerer Zeit vor sich, als in den anderen Kulturen, worauf der Umstand weist, dass anlässlich der am 24. Juni vorgenommenen Untersuchung in der Freikultur die charakteristischen drei Sclerenchymbündel und die fünf Bastbündel bereits in der ganzen Länge des Blattes entwickelt waren. Hingegen deuten die August- und September-Angaben bereits auf die Entwicklung von sieben Bastbündeln, was,

Tafel II

Biometrische Angaben der Grundblätter von *Festuca*

Versuchsstation	14.(20.) Mai						24. Juni					
	Br. d.Bl.	D. d. Bl.	Scl.		B. Bü.		Br. d.Bl.	D. d. Bl.	Scl.		B. Bü.	
	mm		u.	o.	u.	o.	mm		u.	o.	u.	o.
1. Laboratorium-Glasterrasse ..	0,44-	0,12-	—	—	3	3	0,18-	0,35-	5	3	5	3
	0,48	0,18					0,3	0,6				
								0,15-				
								0,25				
2. Holländerbeet	0,31-	0,12-	—	—	3	3	0,15-	0,3-	3	3	5	3
	0,44	0,13					0,22	0,35				
								0,12-				
								0,19				
3. Holländerbeet	0,41-	0,12-	—	—	3	3	0,18-	0,32-	5	3	5	3
	0,45	0,15					0,2	0,45				
								0,13-				
								0,22				
4. Freikultur	0,26-	0,3	2	2	3	3	0,4-	0,44-	5	3	5	5
	0,27						0,45	0,72				
		0,12						0,2-				
								0,38				

wie zu vermuten ist, mit der freieren Nahrungsaufnahme und der sich daraus ergebenden besseren Ernährungsmöglichkeit zusammenhängt.

Die von einem anderen Standort, von der Hortobágy stammenden samenangebauten Individuen von *Festuca pseudovina* zeigen mit geringer Abweichung eine der vorigen ähnliche Entwicklung (s. Taf. II. Abb. II).

1. Im Anfangsstadium entwickelt sich weder in den ersten, noch in den zweiten Laubblättern ein Befestigungsgewebe (II. A. 1, B. a. 1, B. b. 1). Eine Ausnahme bildet nur die Freikultur, wo im zweiten Blatt ein aus einigen Zellen bestehendes kleines Sclerenchymbündel zu sehen ist (C. 1). Die Anzahl der Bastbündel beträgt bei allen drei.

2. Später entwickeln sich an der Blattspitze drei, im unteren Drittel fünf Befestigungsbündel, mit drei bzw. fünf Bastbündeln (A. 2, B. b. 2). Bei der Freikultur bildeten sich auch im oberen Drittel des Blattes fünf Bastbündel (C. 2).

3. Im Laufe der Entwicklung bilden sich auch im oberen Drittel die fünf Sclerenchymbündel, während im unteren Drittel je zwei Bündel, die sich am Rande des Blattes befinden,

infolge der Vermehrung der Zellen, zusammenwachsen. Auf diese Weise finden wir auch hier die regelmässigen fünf Sclerenchymbündel. Die Anzahl der Bastbündel beträgt sowohl an der Spitze, wie auch im unteren Drittel fünf (A. 3—5, B. a. 3—5, C. 4). Dieses Stadium kann auch längere Zeit (z. B. drei Monate) anhalten, wie es z. B. bei den Kulturen des Holländerbeetes und der Glatterasse der Fall war.

pseudovina (Hortobágy) 14. V.—20. IX, 1956

23. Juli						30. August						20. September					
Br. d. Bl.	D. d. Bl.	Scl.		B. Bü.		Br. d. Bl.	D. d. Bl.	Scl.		B. Bü.		Br. d. Bl.	D. d. Bl.	Scl.		B. Bü.	
mm		u.	o.	u.	o.	mm		u.	o.	u.	o.	mm		u.	o.	u.	o.
0,28- 0,3	0,38- 0,45 0,15- 0,18	3	5	5	5	0,25- 0,35 0,15- 0,26	0,38- 0,45 0,15- 0,26	3	5	5	5	0,25- 0,3 0,16- 0,28	0,4- 0,55 0,16- 0,28	3	5	5	5
0,26- 0,32	0,35 0,16	3	5	5	5	0,26- 0,35 0,2	0,38- 0,46 0,2	3	5	5	5	0,3- 0,35 0,2	0,42- 0,45 0,2	3	5	5	5
0,22- 0,35	0,36- 0,38 0,15- 0,16	3	5	5	5	0,2- 0,28 0,16- 0,22	0,4 0,16- 0,22	3	5	5	5	0,25- 0,4 0,2- 0,23	0,4 0,2- 0,23	3	5	5	5
0,32- 0,4	0,5- 0,56 0,2- 0,32	3	3	5	5	0,31- 0,55 0,2- 0,3	0,5- 0,69 0,2- 0,3	3	5	5	5	0,5- 0,54 0,21- 0,35	0,5- 0,64 0,21- 0,35	3	3	5	5

4. Letzter Entwicklungsgrad: Je zwei Befestigungsbündel, die sich an der Blattspitze befinden, wachsen — infolge der beschriebenen Zellvermehrung — zusammen und bilden nunmehr entlang der ganzen Blattlänge die charakteristische aus drei Sclerenchymbündeln und fünf Bastbündeln bestehende Gewebestruktur (C. 5).

Der oben skizzierte Entwicklungsgang der Sclerenchymbündel und der Bastbündel kann am vollständigsten bei der Freikultur nachgewiesen werden, während sich in den Blättern der Pflanzen aus den beiden anderen Versuchsstationen die letzte Phase bis zur Beendigung der Beobachtungen nicht entwickelte und so erhielten wir bis zum Ende die unter Punkt 3 beschriebene Gewebestruktur.

Bei der Ausbildung der Gewebestruktur in den Blättern von *Festuca sulcata* (Hack.) Nym. (Haláp) (s. Taf. III. Abb. III.) zeigen sich im wesentlichen dieselbe Phasen wie im Falle von *F. pseudovina*.

1. Der Ausgangspunkt ist auch in diesem Falle der Zustand des ersten (bzw. des zweiten) Laubblattes (A. 1, B. a. 1) mit drei Bastbündeln, ohne Befestigungsgewebe. Dieser Zustand

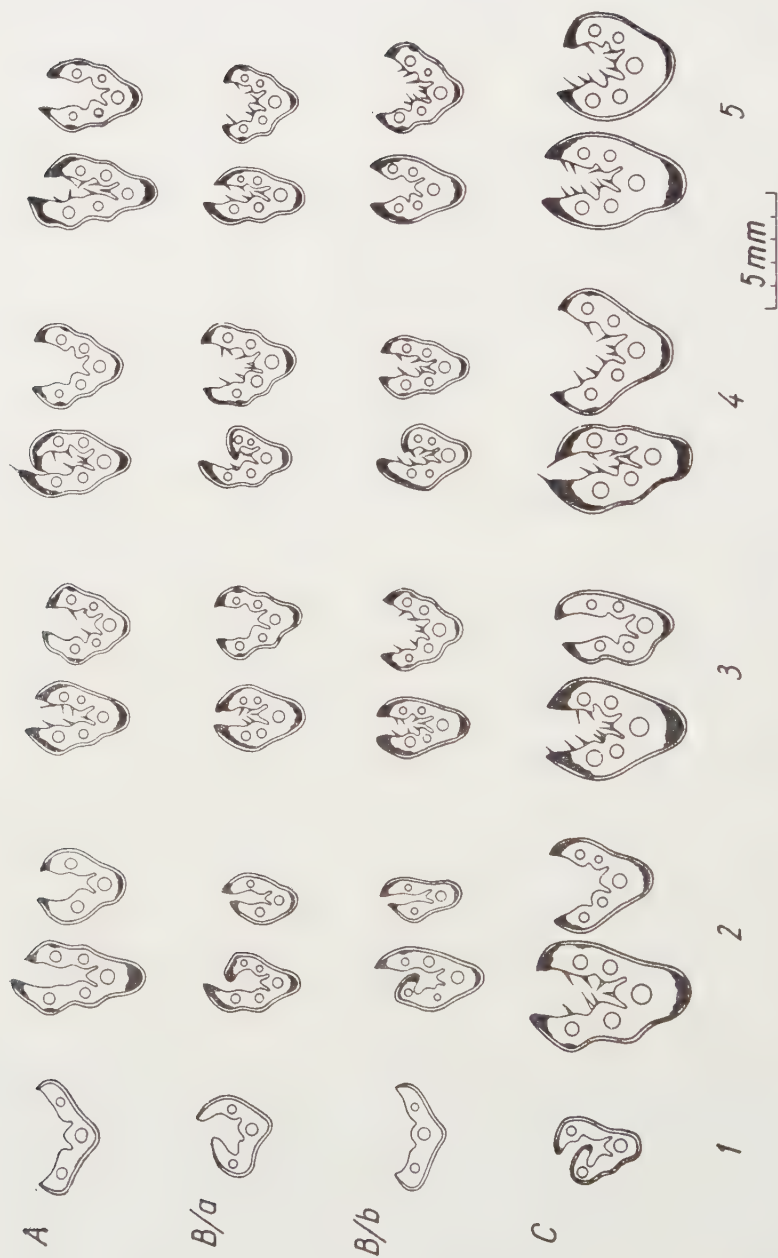


Abb. II. *Festuca pseudovina* Hack, ap. Wiesb. (Hortobágy). Querschnittbild der Blätter

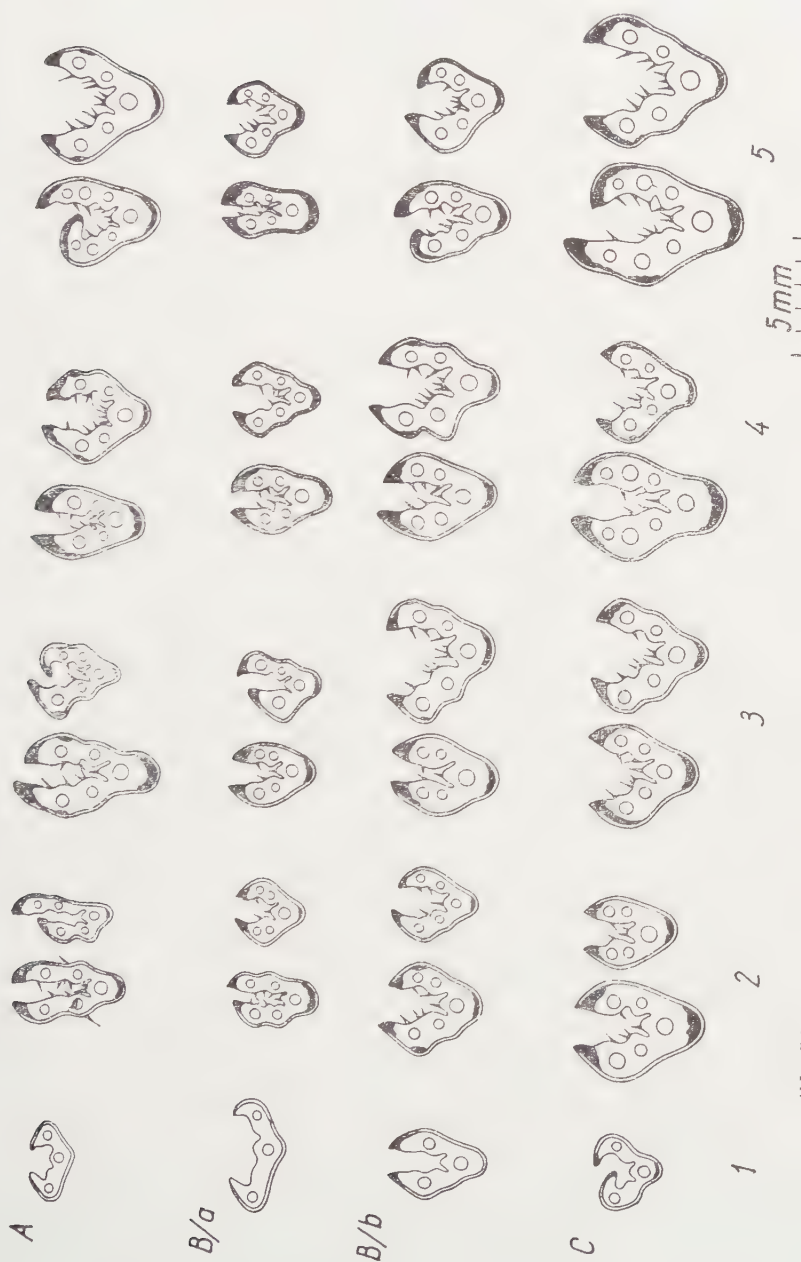


Abb. III. *Festuca sulcata* (Hack.) Nym. (Umgebung von Haláp). Querschnittbild der Blätter

ändert sich später mit dem Erscheinen von zwei oder drei, wenige Zellen enthaltenden kleinen Sclerenchymbündeln (B. b. 1, C. 1).

2. Im weiteren Verlauf der Entwicklung können entlang der ganzen Länge des Blattes fünf Bastbündel mit drei Sclerenchymbündeln nachgewiesen werden (A. 2, B. a. 2, B. b. 2, C. 2, 3).

3. Den nächsten Schritt bedeuten die im unteren Drittel des Blattes auftretenden fünf Sclerenchymbündel, während sich im Spitzenteil nur drei entwickeln. Die Anzahl der Bastbündel beträgt fünf.

4. Später wendet sich das Bild insoferne, dass im oberen Drittel des Blattes fünf Sclerenchymbündel, im unteren Teil hingegen, infolge der Vermehrung der extremen Befestigungszellen, drei gut entwickelte Bündel mit fünf Bastbündeln entstehen (A. 4, 5, B. b. 3, 4).

Tafel III

Biometrische Angaben der Grundblätter von

Versuchsstation	14. (20.) Mai						24. Juni					
	Br. d.Bl.		D. d.Bl.		Scl.		Br. d.Bl.		D. d.Bl.		Scl.	
	B. Bü.		u.		o.		u.		o.		B. Bü.	
	mm		u.		o.		mm		u.		o.	
1. Laboratorium-Glasterrasse ..	0,32-	0,11-	—	—	3	3	0,18-	0,4-	3	3	5	5
	0,35	0,12					0,2	0,5				
								0,12-				
2. Holländerbeet								0,25				
	0,48-	0,11-	—	—	3	3	0,18-	0,25-	3	3	5	5
	0,52	0,12					0,3	0,35				
3. Holländerbeet								0,15-				
								0,18				
	0,26-	0,49	2	2	3	3	0,29-	0,4-	5	3	5	5
4. Freikultur	0,28						0,38	0,45				
		0,25						0,18-				
								0,2				
4. Freikultur	0,3	0,14-	3	3	3	3	0,46-	0,38-	3	3	5	5
		0,29					0,51	0,65				
								0,3-				
								0,31				

5. Schliesslich erhalten wir das regelmässige, oben und unten aus drei Sclerenchymbündeln und fünf Bastbündeln bestehende Strukturbild (B. a. 4, 5, B. b. 5).

Natürlich sind unter den weiter oben beschriebenen Phasen auch solche mit Übergangscharakter anzutreffen, die in der einen Versuchsstation zu dem Zeitpunkte auftreten können, wenn in der anderen bereits eine entwickelte Veränderung beobachtet werden kann. So entwickelten sich z. B. in der Glasterrasse, zur Zeit der Messung am 23. Juli, im oberen und unteren Drittel der Blätter gleichmässig fünf Sclerenchymbündel, als eine Art von Übergangsstruktur zu dem unten über fünf, oben über drei, sowie zu dem oben über fünf und unten über drei Sclerenchymbündel verfügenden Typus (A. 3).

Bei einzelnen teils im Freien, teils in der Glatterrasse kultivierten Exemplaren entwickelten sich — ähnlich wie bei den früher erwähnten *F. pseudovina*-Exemplaren — im unteren Drittel des Blattes sieben Bastbündel, die — auf Grund unserer früheren Erfahrungen — auch in diesem Falle auf die bessere Ernährung deuten dürften (A. 5, C. 4, 5). Eine sehr interessante Veränderung zeigte sich, gleichfalls bei den Individuen der Freikultur, in der letzten Phase der Entwicklung und zwar darin, dass sich die regelmässigen drei Sclerenchymbündel, durch das Erscheinen neuer Befestigungselemente, in vier gut entwickelte Bündel veränderten. Diese Erscheinung dürfte aller Wahrscheinlichkeit nach mit jenen trockenen Umwelteinwirkungen zusammenhängen, die sich infolge des sehr heissen und niederschlagsarmen Sommers entwickelten.

Festuca vaginata W. und K. (Haláp) (s. Taf. IV, Abb. IV.)

1. Das Anfangsstadium wird durch das vollständige Fehlen des Befestigungsgewebes

Festuca sulcata (Haláp) 14. V.—20. IX. 1956

23. Juli				30. August				20. September			
Br. d.Bl.	D. d.Bl.	Scl.		B. Bü.		Br. d.Bl.	D. d.Bl.	Scl.		B. Bü.	
mm		u.	o.	u.	o.	mm		u.	o.	u.	o.
0,28-	0,45-	5	5	5	5	0,28-	0,5	3	5	5	5
0,29	0,58					0,35					
	0,15-					0,18-					
	0,28					0,27					
0,25-	0,26-	3	3	5	5	0,3-	0,38-	3	3	5	5
0,28	0,31					0,32	0,46			0,28	0,4
	0,15					0,18-				0,16-	
						0,2				0,25	
0,35-	0,41-	3	5	5	5	0,35-	0,5-	3	5	5	5
0,53	0,6					0,41	0,58			0,32-	0,48-
	0,21-						0,2-			0,45	0,5
	0,26						0,28			0,22-	0,23
0,26-	0,3-	3	3	5	5	0,42-	0,48-	3	5	5,7	5
0,41	0,57					0,45	0,71			0,55-	0,65-
	0,15-						0,19-			0,6	0,8
	0,32						0,35			0,27-	0,33

am ersten, und durch das teilweise Fehlen desselben am zweiten Blatt, sowie durch drei Bastbündel charakterisiert (A. 1, B. a. 1, B. c. 1).

2. Später erscheinen allmählich — vorerst nur über wenige Zellen verfügende — Sclerenchymbündel (4—5), mit drei Bastbündeln (B. b. 1, C. 1), dann im unteren Drittel des Blattes in ständig wachsender Anzahl 7—9 Bündel mit sieben Bastbündeln, im oberen Drittel hingegen 5—7 kleine Bündel mit fünf Bastbündeln (A. 1, B. b. 3, B. c. 2).

3. Im Laufe der weiteren Entwicklung verwandeln sich mehrere im unteren Drittel des Blattes befindliche Sclerenchymbündel in einen unterbrochenen Ring, während in den Spitzenteilen im allgemeinen sieben bis acht Bündel mit sieben Bastbündeln zu finden sind (B. b).

4. Der im unteren Drittel des Blattes erschienene unterbrochene Ring verwandelt sich schliesslich, infolge der Vermehrung seiner Zellen, in einen geschlossenen, nicht unterbrochenen Ring mit sieben bis neun Bastbündeln, während im oberen Drittel auch weiterhin sieben bis neun Sclerenchymbündel mit sieben Bastbündeln zu sehen sind (B. c. 3, A. 3—5, C. 2).

5. Im weiteren Verlauf ordnen sich auch die Bündel des oberen Blattdrittels in einen unterbrochenen Ring an (B. a. 5, B. b. 5, B. c. 4).

Tafel IV

Biometrische Angaben der Grundblätter von

Versuchsstation	14. (20.) Mai						24. Juni					
	Br. d. Bl.	B. d. Bl.	Scl.		B. Bü.		Br. d. Bl.	B. d. Bl.	Scl.		B. Bü.	
	mm		u.	o.	u.	o.	mm		u.	o.	u.	o.
1. Laboratorium-Glasterrasse	0,48-	0,16-	2	2	3	3	0,29-	0,5-	9	7	7	5
	0,5	0,18					0,38	0,7	m: u. R.		m: 7	
								0,12-				
								0,22				
2. Holländerbeet	0,41-	0,11-	—	—	3	3	0,22-	0,42-	4	3	5	5
	0,48	0,12					0,24	0,49				
								0,14-				
								0,22				
3. Holländerbeet	0,28-	0,21	5	5	3	3	0,29-	0,41-	u. R.	5	5	5
	0,3						0,33	0,42				
		0,12-						0,13-				
		0,13						0,18				
4. Holländerbeet	0,23-	0,34	—	—	3	3	0,18-	0,32-	7	7	7	5
	0,21	0,15					0,36	0,52				
								0,15-				
								0,2				
5. Freikultur	0,25-	0,25	5	5	3	3	0,4-	0,55-	n. u. R.	n. R.	7	7
	0,26						0,6	0,76				
		0,1						0,2-				
								0,32				

6. Schliesslich bildet sich auch oben der geschlossene, nicht unterbrochene Ring, der also entlang der ganzen Länge des Blattes verläuft. Die Anzahl der Bastbündel erhöhte sich in der Freikultur auf neun (C. 3—5).

In der Freikultur erfolgte die Ausbildung des vollständigen Sclerenchymringes schneller, als in den übrigen Versuchsstationen (was auch aus den Angaben der gleichzeitig durchgeführten

Messungen hervorgeht). Besonders bei einzelnen Individuen des Holländerbeetes kann beobachtet werden, dass der geschlossene, nicht unterbrochene Sclerenchymring erst bei den August- bzw. September-Messungen, in der Freikultur hingegen schon im Juni nachweisbar ist. In den Spitzenteilen konnte sogar die Ausbildung des Befestigungsgewebes zu einem geschlossenen, nicht unterbrochenen Ring bis zum Ende der Vegetationsperiode nur in den Freikulturen beobachtet werden, während in den beiden anderen Versuchsstationen das allerletzte Stadium gar nicht

Festuca vaginata (Haláp) 14. V. — 20. IX. 1956

23. Juli						30. August						20. September					
Br. d.Bl.	D. d.Bl.	Scl.		B. Bü.		Br. d.Bl.	D. d.Bl.	Scl.		B. Bü.		Br. d.Bl.	D. d.Bl.	Scl.		B. Bü.	
mm		u.	o.	u.	o.	mm		u.	o.	u.	o.	mm		u.	o.	u.	o.
0,25-	0,41-	n. u. R.	7	7	7	0,41	0,55-	n. u. R.	7	7,9	7	0,48-	0,65-	n. u. R.	9	7	7
0,38	0,6	m:	9	m:	7		0,7					0,56	0,8				
	0,13-						0,19-						0,23—				
	0,23						0,3						0,3				
0,26-	0,33-	5	7	5	5	0,25-	0,35-	n. u. R.	7	7	5	0,3-	0,4-	n. u. R.	5	7	7
0,3	0,4					0,3	0,4					0,4	0,42				
	0,17-						0,14-						0,17-				
	0,2						0,19						0,19				
0,25-	0,4-	u. R.	5	7	5	0,28-	0,45	u. R.	7	7		0,33-	0,4-	n. u. R.	u. R.	7	7
0,3	0,43					0,29						0,34	0,45				
	0,15-						0,15-						0,15-				
	0,18						0,18						0,19				
0,3-	0,43-	n. u. R.	7	7	7	0,32-	0,45-	n. u. R.	u. R.	7	7	0,28-	0,36-	n. u. R.	u. R.	7	7
0,38	0,45					0,34	0,46					0,3	0,42				
	0,15-						0,14-						0,15-				
	0,17						0,18						0,22				
0,51-	0,5-	n. u. R.	9	7		0,55-	0,65-	n. u. R.		9	7	0,78-	0,95-	n. u. R.		9	9
0,68	0,8					0,68	0,8					1,1	1,0				
	0,18-						0,2-						0,3-				
	0,35						0,35						0,32				

zustande kam. Diese Erscheinung steht natürlich in engem Zusammenhang mit den abweichenden Umverhältnissen der drei Versuchsstationen.

Festuca glauca Lam. ssp. *pallens* (Host) Schwarz (Umgebung von Csákvár) (s. Taf. V. Abb. V.). Das Vergleichsmaterial dieser Art ist nicht vollständig und zwar teils deshalb, weil die in der Glatterasse des Laboratoriums befindlichen Exemplare sehr früh, teils deshalb, weil



Abb. IV. *Festuca vaginata* W. et K. (aus der Umgebung von Haláp). Querschnittbild der Blätter. In der Zeichnung 2 und 3 der Versuchsstation 4 sehen wir das untere, mittlere und obere Querschnittbild des Blattes

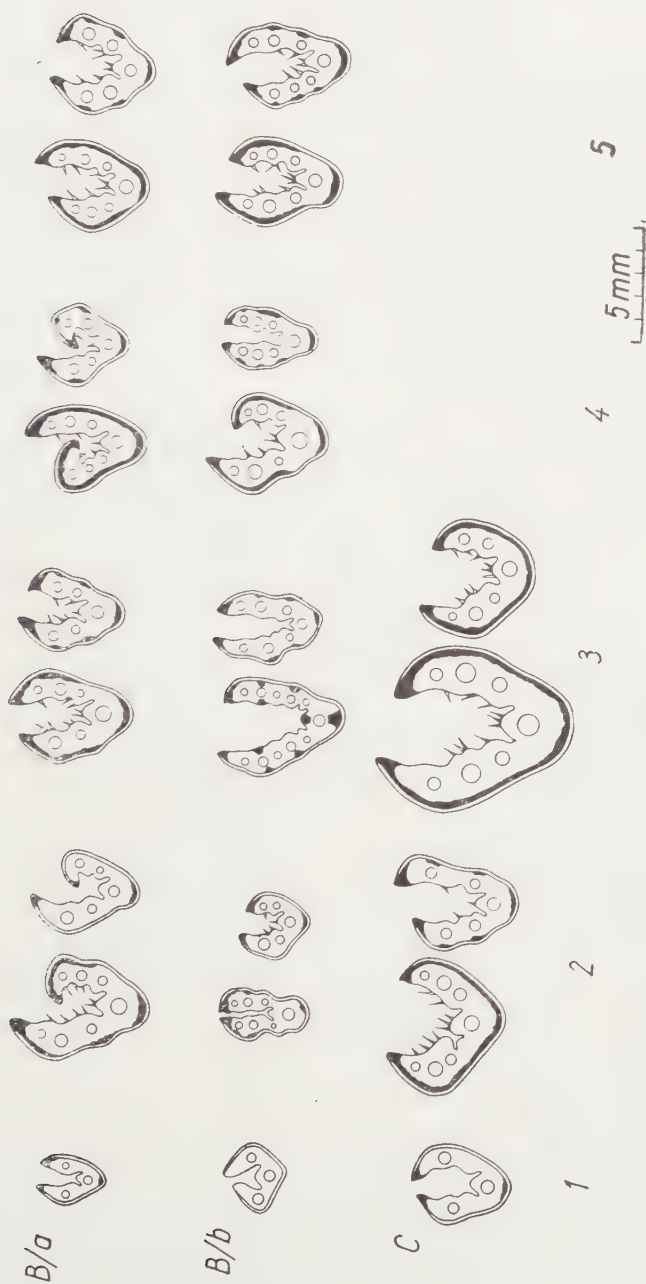


Abb. V. *Festuca glauca* Lam. ssp. *pallens* (Host) Schwarz (aus der Umgebung von Csákvár). Querschnittbild der Blätter

die Individuen der Freikultur bis zu Ende des Sommers zugrunde gingen. Trotz dieses Mangels waren wir in der Lage den Gang der Entwicklung zu verfolgen.

1. Der Ausgangspunkt ist das Stadium ohne Sclerenchym (erstes Blatt).

2. Zuerst erscheinen bloss zwei, drei aus einigen Zellen bestehende Bündel am zweiten Blatt (B. a. 1, C. 1). (Manchmal verfügt auch dieses Blatt noch über kein Sclerenchym, B. b. 1.) Die Anzahl der Bastbündel beträgt drei.

3. Später entwickelt sich im unteren Drittel des Blattes ein aus mehreren Bündeln bestehender unterbrochener Ring mit sieben Bastbündeln (B. a. 2), während im Spitzenteil drei Bündel und fünf Bastbündel zu sehen sind.

4. Im Laufe der weiteren Entwicklung bildet sich im unteren Drittel ein bereits fast geschlossenes Sclerenchymgewebe mit sechs bis sieben Bastbündeln, gleichzeitig entwickelt sich dieses im oberen Drittel in mehreren Bündeln, als ein unterbrochener Ring mit fünf bzw. sieben Bastbündeln (B. a. 3, B. b. 4—5).

5. Dann bilden die Sclerenchymbündel im unteren Drittel des Blattes einen geschlossenen, nicht unterbrochenen Ring mit sieben Bastbündeln, während im Spitzenteil noch mehrere Bündel mit fünf bzw. sieben Bastbündeln zu sehen sind. (B. a. 4, 5, C. 2).

Tafel V

Biometrischen Angaben der Grundblätter von

Versuchsstation	14 (20.) Mai						24. Juni					
	Br. d.Bl.		D. d. Bl.		Scl.		Br. d.Bl.		D. d. Bl.		Scl.	
	mm		u.	o.	u.	o.	mm		u.	o.	u.	c.
1. Holländerbeet	0,11-	0,09-	3	3	3	3	0,33-	0,45-	4	3	7	5
	0,16-	0,15					0,43	0,58				
		0,25						0,2-				
2. Holländerbeet								0,23				
	0,24-	0,28	—	—	3	3	0,22-	0,3-	5	3	7	5
	0,26						0,28	0,38				
3. Freikultur		0,1-						0,12-				
		0,12						0,15				
	0,28-	0,35-	3	3	3	3	0,4-	0,56-	n. u. R.	7	7	5
	0,31	0,38					0,57	0,58				
		0,18-						0,18-				
		0,2						0,22				

6. Schliesslich bilden auch die Befestigungsbündel des oberen Drittels infolge der Zellvermehrung einen geschlossenen, nicht unterbrochenen Ring, nun aber schon in der vollen Länge des Blattes. Die Anzahl der Bastbündel beträgt sieben (C. 3).

Als interessante Erscheinung muss die im Laufe des Monats Juli beobachtete Strukturveränderung der Grundblätter bei einigen Individuen des Holländerbeetes hervorgehoben werden. Hier erhielten wir nämlich im unteren Drittel des Blattes auch ein vom normalen Typus abweichendes Blatt mit vielen Bündeln, das auch auf der inneren und äusseren Fläche mit einem aus je fünf kleinen Bündeln zusammengesetzten Befestigungsgewebe versehen war. (Es ist anzunehmen, dass die abweichende Gewebestruktur mit den infolge der Beschattung herrschenden minimalen Lichtverhältnissen im Zusammenhang steht.) Diese Struktur hatte natürlich keinen

langen Bestand und zur Zeit der folgenden Messung konnte bereits die oben skizzierte regelmässige Struktur beobachtet werden.

Die regelmässige Entwicklung des Sclerenchymringes erfolgte auch bei dieser Art am schnellsten in den Freikulturen (Juni, Juli).

Festuca glauca (Nagyszénás) (s. Taf. VI. Abb. VI.)

1. Das erste Laubblatt verfügt auch hier über kein Befestigungsgewebe und ist mit drei Bastbündeln versehen. In den Kulturen der Glatterasse zeigt auch noch das zweite Blatt eine ähnliche Struktur (A. 1).

2. Der nächste Schritt ist das Erscheinen von zwei bis fünf, nur aus wenigen Zellen bestehenden Bündeln, die gleichfalls über drei Bastbündel verfügen (B. a. 1, B. b. 1, C. 1).

3. Später sind auch im unteren Teil des Blattes mehrere Bündel zu sehen (B. a. 2), die im weiteren Verlauf einen unterbrochenen Ring mit fünf bis sieben Bastbündeln bilden. Gleichzeitig entwickeln sich im Spitzenteil fünf bis sieben Sclerenchymbündel und drei bzw. fünf Bastbündel (A. 3, B. a. 3, B. b. 3).

1. Infolge der Vermehrung der Zellen schliesst sich der unterbrochene Ring fast zur Gänze, nur an zwei kleinen Stellen ist keine Berührung mit den Befestigungszellen vorhanden.

Festuca glauca (Csákrár) 14. Mai—20. Sept. 1956

23. Juli						30. August						20. September					
Br. d. Bl.	D. d. Bl.	Scl.		B. Bü.		Br. d. Bl.	D. d. Bl.	Scl.		B. Bü.		Br. d. Bl.	D. d. Bl.	Scl.		B. Bü.	
mm		u.	o.	u.	o.	mm		u.	o.	u.	o.	mm		u.	o.	u.	o.
0,32-	0,45-	f. g. R.	7	7,6	5	0,32-	0,4-	n. u. R.	7	7	5	0,36-	0,46-	n. u. R.	7	7	5
0,35	0,55					0,35	0,52					0,4	0,48				
	0,17-						0,16-						0,2				
	0,23					0,2	0,2										
0,27-	0,4-	7	7	11	7	0,24-	0,44-	f. g. R. u. R.	7	7		0,32-	0,5-	f. g. R. u. R.	7	7	
0,42	0,58	ausen				0,4	0,58					0,38	0,55				
	0,1-	3					0,18-						0,2-				
	0,18	innen					0,21						0,22				
0,5-	0,55-	n. u. R.	7	7													
0,68	0,85																
	0,2-																
	0,32																

Die Anzahl der Bastbündel beträgt auch weiterhin sieben. Das histologische Bild des oberen Drittels gleicht dem in Punkt 3 beschriebenen (A. 5, B. a. 4, 5, B. b. 4, 5).

5. In der letzten Phase schliesst sich der Ring zur Gänze und vor uns steht der charakteristische geschlossene, nicht unterbrochene Sclerenchymring, vorerst nur im unteren Drittel des Blattes, später auch im oberen Teil, d. h. in der ganzen Länge des Blattes. Auch die sieben Bastbündel verlaufen entlang der ganzen Blattlänge.

Die oben beschriebenen Entwicklungsstadien vollzogen sich bei der Freikultur innerhalb sehr kurzer Zeit, denn die endgültige Struktur war bereits im Laufe des Monats Juli zu beobachten. Demgegenüber konnte in den übrigen Versuchsstationen die letzte Entwicklungsphase bis zum Ende der Vegetationsperiode nicht nachgewiesen werden.

Biometrische Angaben der Grundblätter von *Festuca*

Versuchsstation	14. (20.) Mai						24. Juni					
	Br. d. Bl.	D. d. Bl.	Scl.		B. Bü.		Br. d. Bl.	D. d. Bl.	Scl.		B. Bü.	
	mm		u.	o.	u.	o.	mm		u.	o.	u.	o.
1. Laboratorium-Glatterrasse	0,35-	0,12-	—	—	3	3	0,22-	0,32-	3,4	3	3	3
	0,38	0,13					0,28	0,5				
								0,15-				
								0,25				
2. Holländerbeet	0,3-	0,24-	5	—	3	3	0,26-	0,32-	7,8	5	7	3
	0,39	0,38					0,29	0,4				
		0,15-						0,15-				
		0,21						0,2				
3. Holländerbeet	0,34	0,11	2	2	3	3	0,26-	0,45-	u. R.	7	7	5
							0,36	0,56				
								0,15-				
								0,21				
4. Freikultur	0,25-	0,48-	3	3	3	3	0,38-	0,56-	n. u. R.	f. g. R.	7	7
	0,28	0,49					0,72	0,95				
		0,18-						0,2-				
		0,2						0,38				

IV. Zusammenfassung

Die von uns im Sommer des Jahres 1956 in bezug auf die strukturelle Entwicklung der Blätter an *Festuca pseudovina*, *sulcata*, *vaginata* und *glauca*-Arten durchgeführten Beobachtungen, können wie folgt zusammengefasst werden.

1. Nach dem Erscheinen einiger Bündel mit wenigen Zellen erreicht das Befestigungsgewebe den Zustand der drei gut entwickelten Bündel (s. *pseudovina* und *sulcata*). Im Laufe der weiteren Entwicklung tritt dann, durch Ausbildung vieler Sclerenchymbündel, zuerst der unterbrochene und schliesslich der geschlossene Sclerenchymring in Erscheinung (s. *vaginata* und *glauca*). Auf diese Weise könnte der in der Einleitung beschriebene, die Entwicklung des Sclerenchyms betreffende Standpunkt von HACKEL auf experimentellem Wege bestätigt werden. Dies umsomehr, da auch die weiter oben skizzierten

glauca (Nagyszénás) 14 V.—20. IX. 1957

23. Juli						30. August						20. September											
Br. d. Bl.		D. d. Bl.		Scl.		B. Bü.		Br. d. Bl.		D. d. Bl.		Scl.		B. Bü.		Br. d. Bl.		D. d. Bl.		Scl.		B. Bü.	
mm		u.	o.	u.	o.	mm		u.	o.	u.	o.	mm		u.	o.	u.	o.	mm		u.	o.	u.	o.
0,32-	0,4-	u. R.	7	5	5	0,32-	0,45-	n. u. R.	7	7	7	0,42-	0,5-	f. g. R.	7	7	5,7						
0,35	0,41					0,4	0,5					0,6	0,7										
	0,15-						0,18-						0,2-										
	0,22						0,27						0,3										
0,29-	0,38-	6,7	7	7	5	0,3-	0,45-	u. R.	7	7	5	0,36-	0,52-	f. g. R.	7	7	5						
0,36	0,58					0,34	0,55					0,5	0,53										
	0,15-						0,18-						0,2-										
	0,22						0,2						0,23										
0,3-	0,4-	u. R.	7	7	5	0,3-	0,45-	f. g. R.	7	7	5	0,32-	0,48-	f. g. R.	7	7	5						
0,32	0,46					0,33	0,65					0,4	0,58										
	0,18-						0,18-						0,2-										
	0,2						0,23						0,22										
0,58-	0,55-	n. u. R.	7	7		0,48-	0,68-	n. u. R.	7	7		0,41-	0,7-	n. u. R.	7	7							
0,68	0,85					0,52	0,8					0,57	0,75										
	0,2-						0,22-						0,22-										
	0,35						0,35						0,35										

Entwicklungsschemen deutlich erkennen lassen, dass die jungen Blätter — oder die jungen Teile des Blattes — unterbrochene Sclerenchymbündel, oder Bündel in geringerer Anzahl enthalten.

2. Auch die Entwicklung der Bastbündel führt von der geringen Anzahl zum Erscheinen der zahlreicheren Bastbündel.

3. Die Anzahl der Sclerenchymbündel oder die Ausbildung der geschlossenen Ringe, ferner die Anzahl der Bastbündel, sind für die einzelnen Arten — doch nur unter gewissen Umständen — charakteristisch. Unter dem Einfluss der veränderlichen oder schon veränderten Umweltfaktoren, sowie infolge der Plastizität des Pflanzenorganismus, kann sich nämlich die Gewebestruktur innerhalb einer verhältnismässig kurzen Zeit ändern. Auf diese Weise wird z. B. die Beobachtung verständlich, wonach der Entwicklungsgang in den drei Versuchstationen im wesentlichen zwar übereinstimmte, gewisse Abweichungen aber dennoch nachweisbar waren. So erfolgten z. B. in der Freikultur das

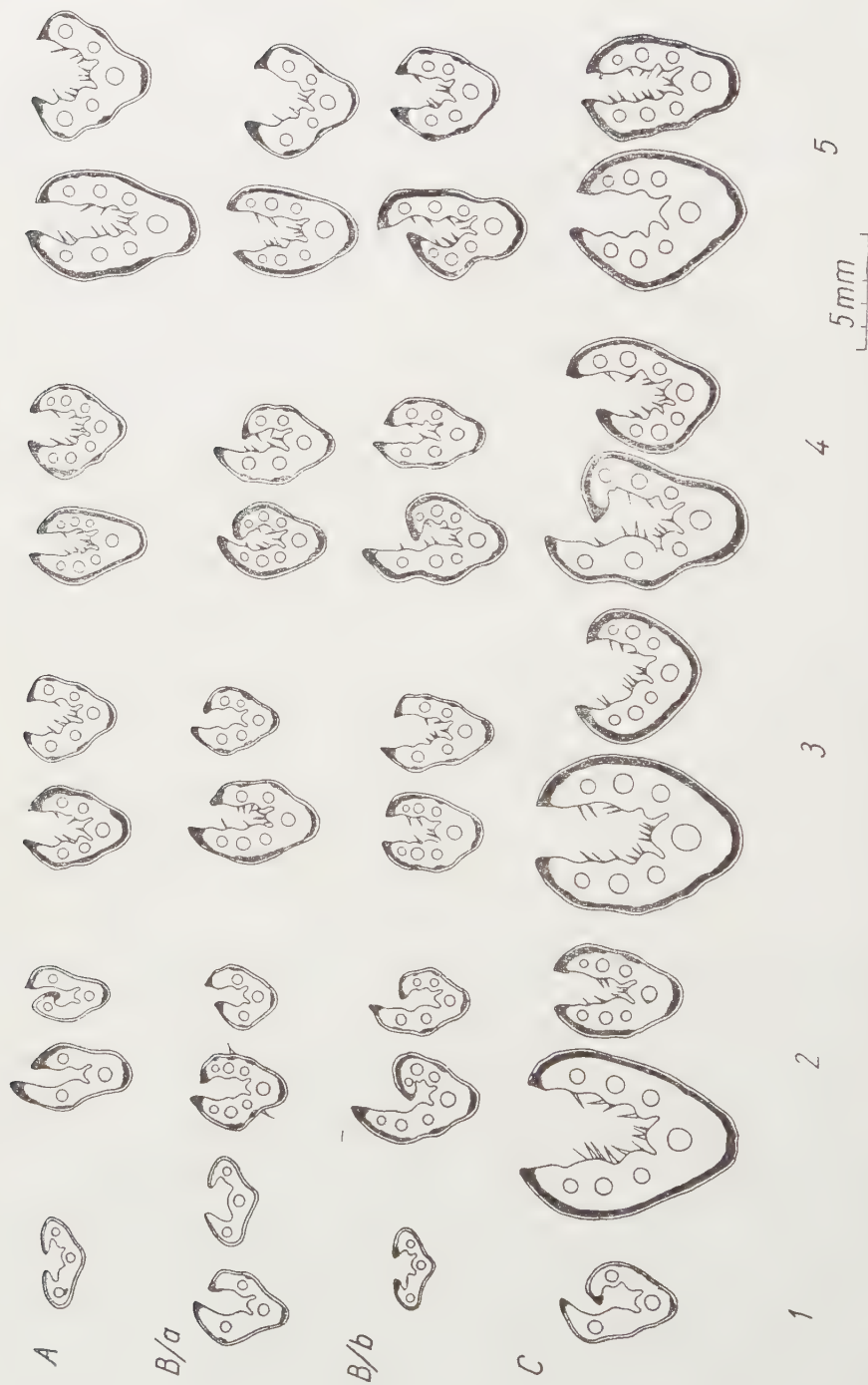


Abb. VI. *Festuca glauca* Lam. ssp. *pallens* (Host). Schwarz (aus der Umgebung von Nagyszénás), Querschnittbild der Blätter

Erscheinen des Befestigungsgewebes und seine Schliessung zum Sclerenchymring schneller, als in den anderen Versuchsstationen. Ebenso konnte an den Blättern einiger *Festuca sulcata*-Exemplare der Freikultur, nach der Ausbildung der regelmässigen drei Sclerenchymbündel — durch das Erscheinen weiterer Befestigungszellen — die Entwicklung von vier Bündeln beobachtet werden (s. Abb. III. C. 5). Im allgemeinen waren die Blätter der Freikultur den Massen nach viel grösser, als die der Topfkulturen, in manchen Fällen vermehrte sich auch die Anzahl der einzelnen Bastbündel (s. Abb. I. C. 4, 5).

1. Erwähnenswert ist der Umstand, dass der Strukturaufbau in der ganzen Länge des Blattes nicht einheitlich ist. Die Gewebelemente zeigen im oberen Drittel des Blattes eine andere Verteilung, als im unteren Drittel des Blattes. Im allgemeinen können wir im unteren Teil stets das besser entwickelte Gewebebild beobachten. Natürlich ist der Übergang vorhanden, vor allem in der Mitte des Blattes, wo ein Zustand zwischen der abweichenden Gewebestruktur des unteren und des oberen Teiles nachweisbar ist (s. Abb. IV. A. 3).

Schliesslich sei auch noch an dieser Stelle Prof. Dr. R. Soó, Mitglied der Akademie für die wertvollen Ratschläge und für die uns im Laufe der Arbeit freundlichst zur Verfügung gestellte Literatur unser aufrichtiger Dank ausgesprochen.

LITERATUR

1. DANNENBERG, I.: (1937) *Festuca psamophila* Krajina, ihr verwandtschaftlicher Zusammenhang und ihre Stellung in der Flora und Vegetation der Mark Brandenburg. — Verhandl. d. Botan. Vereins. d. Provinz Brandenburg. **77**. S. 90—120.
2. DANNENBERG-MARKGRAF, I.: (1950) Die Gattung *Festuca* in den Bayerischen Alpen. Berichte d. Bayer. Ges. in München. **28**. S. 195—211.
3. DANNENBERG, I.: (1938) Über einige kritische *Festuca ovina*-Formen in der nordöstl. Schweiz.—Ber. d. geobot. Forschungsinstituts Rübel. S. 51—64.
4. HACKEL, E.: (1882) *Monographia Festucarum europaeorum*. Kassel—Berlin.
5. HORÁNSZKY, A.: (1954) Die Kenntnis der *Festuca*-Arten auf Grund der Blattepidermis. — Acta Bot. Acad. Sc. Hung. **1**. S. 61—87.
6. KIRCHNER, O.—LOEW, E.—SCHRÖTER, C.: (1908) Lebensgeschichte der Blütenpflanzen Mitteleuropas. 8. Gramineae 1, S. 49—86.
7. KOZLOVSKA, A.: (1925) La variabilité de *Festuca ovina* en rapport avec la succession des associations steppiques du plateau de la Petite Pologne. — Bull. Acad. Polon. Cl. Mathém. Natur. Sér. B. S. 325—377.
8. KRAJINA, V.: (1933) Bemerkungen zur Verbreitung und Systematik der Gattung *Festuca* in den rumänischen Karpathen. Veröffentl. d. Geobot. Institutes Rübel. **10**. sep. 1—30.
9. KRAJINA, V.: (1930) Monografická studie druhu *Festuca varia* (Haenke) a *Festuca versicolor* (Tausch) Krajina.— Spisy vyd. Přírodov. Fakulty Karlový Univ. **106**. S. 1—46.
10. KRAJINA, V.: (1930.) Adnotationes ad species generis *Festuca* in Flora Cechoslovenica exsiccata. — Acta Botan. Bohemica. **9**. S. 184—220.
11. KRAŠAN, F.: (1888) Reziproke Culturversuche. — Österreichische Botan. Zeitschr. **38**. S. 192—199.
12. KRAŠAN, FR.: (1901) Ergebnisse meiner neuesten Untersuchungen über die Polymorphie der Pflanzen. — Englers Botan. Jahrbücher. S. 180—215.
13. LITARDIÈRE, R. DE : (1923) Revision du groupe *Festuca ovina* L. ssp. alpina Hack. — Bull. Soc. Bot. de France **70**. S. 287.

14. LITARDIÈRE, R. DE : (1945) Contribution à l'étude du genre *Festuca*. — *Candollea*. **10**. S. 103—146.
15. PIOTROWICZ, M. : (1954) Badania cytologiczne i anatomiczne nad zyworodnymi formami z grupy *Festuca ovina* L.—*Acta Soc. Botan. Polon.* **23**. Nr. 1. 43.
16. SAINT-YVES, A. : (1913) Les *Festuca* de la Section Eu-*Festuca* et leurs variations dans les Alpes maritimes. Genève. S. 1—218.
17. Soó, R. : (1955) *Festuca*-Studien. — *Acta Botan. Acad. Sc. Hung.* **2**, S. 187—220.
18. Soó, R.—NYÁRÁDY, F. GY. : (1941—1944) Kolozsvár és környéke flórája. (Die Flora von Klausenburg und seiner Umgebung.) Nur in ungarischer Sprache. S. 73.
19. Soó, R.—JÁVORKA, S. : (1951) A magyar növényvilág kézikönyve (Handbuch der ungarischen Pflanzenwelt.) Nur in ungarischer Sprache. II. S. 921.
20. ÚJHELYI, J. : (1951) Újabb eljárás az egyszikűek, különösen a Gramineae-család epidermis szövettani vizsgálatához (Neues Verfahren zur histologischen Untersuchung der Epidermis der Einkeimblättrler, besonders der Gramineae-Familie.) Nur in ungarischer Sprache. — *Botan. Közl.* **45**. S. 227—230.

CHANGES IN THE ORGANIC-ACID AND AMINO-NITROGEN CONTENTS OF PEAS AND MAIZE DURING GERMINATION

By

ÁGNES FALUDI — DÁNIEL

INSTITUTE OF GENETICS OF THE HUNGARIAN ACADEMY OF SCIENCES, BUDAPEST

(Received March 29, 1957)

In the extensive literature concerned with the organic-acid metabolism in seedlings, practically all problems have been approached by way of studying the individual dehydrogenases [1, 2, 7, 14]. Relatively few data are available on the qualitative differences and quantitative changes in the organic-acid composition. TÄUFEL and KRUSEN [13] found that in cereals citric acid concentrates in the embryo, while in legume seeds it is evenly distributed. In rye and barley the citric-acid contents double in the first five days of germination. HOLTON and NOLL [5] chromatographed the organic acids of barley, oats, lupine and pea seeds, as also those of seedlings etiolated or grown in light, respectively. In the seeds they only found a few acids, chiefly oxalic acid, while in the seedlings they also demonstrated the presence of citric, glycolic, malic, malonic, oxalic and succinic acids.

It is a feature common to all these investigations that whole seedlings are worked up in them. Consequently, the issue can only be a resultant of the processes taking place in the parts of the seedling which differ in composition and function. It cannot therefore impart to us closer knowledge of how the organic acids, which have so varied a part to play in metabolism, arise during germination.

A separate analysis of each part of the seedling seemed to offer advantages in studying the problem.

Materials and methods

"Express"-variety peas and maize of the "Mindszenti fehér" variety were the experimental objects. The seeds were made to germinate at 30 °C, with about 1.5 ml of distilled water per seed, on filter paper, in Petri dishes. The data characteristic of the germination were recorded in the first five days. For organic acid content 2, 3, 4 and 5-day seedlings were examined. The pea seeds and seedlings, respectively, were dissected in their seed leaf, shoot, and root components, while in maize the endosperm, scutellum, shoot, and root were each observed separately. Samples were collected between 8 and 10 a. m. The experimental samples represented the average of at least 20 seedlings. Three consecutive series were involved in the determinations.

For a closer characterization of the germination the weights and dry-matter contents of the seedling components were measured, and the total nitrogen and amino-nitrogen were determined, the former with KJELDAHL's method, the latter in extract deproteinized with 80 per cent alcohol, by formol titration.

The samples of 1 to 5 g fresh weight used in the determinations of organic acid were thrown into boiling 96 per cent alcohol or liquid air for 30 minutes, the seedling components killed-off were evenly grinded, and the homogenate was centrifuged. Quick fixation was found to be indispensable, for whenever it had been omitted, several acids (e. g. fumaric acid) otherwise not demonstrably present, made their appearance in the extract, and the normal organic-acid components increased considerably in amount.

In samples killed-off in alcohol slightly less acid was found than in those frozen in liquid air, probably because of a certain degree of esterification. Nevertheless, for technical reasons, in our serial determinations we were content with the data obtainable from fixation in alcohol. We preferred this mode of extraction to the widely used methods combined with hydrolysis [4, 12], because it made possible the determination of the free, non-esterified, and physiologically, presumably, more active part of the acid content.

After centrifugation of the homogenate, the supernatant was diluted to 20 times its volume and at once subjected to purification, using PALMER's [11] ion exchange method.

After the impurities had been washed out from them, the acids bound to Amberlite IRA 400 resin, converted to formate, were extracted, using 6N formic acid. Amberlite IR 120 resin corresponding to from 0.3 to 1.0 g of fresh weight were dripped on chromatographic paper (SCHLEICHER-SCHÜLL 2043b). Since even the most careful washing left sugars on the resin, which came off together with the acids and, leaving brown stripes near the starting line of the chromatograms, covered up the oxalic acid, impeding at the same time the separation of the acids of higher R_F values, a second step was interpolated on the chromatographic paper to enhance purification. The 1 to 2 cm bits contaminated by sugar were cut off from the chromatograms, and extracting the acids from the paper, new chromatograms were prepared. The solvent used was a 15 : 3 : 1 mixture of ether, acetic acid, and water. Bromophenol blue was employed in developing the chromatograms, and the quantitative assays were based upon the planimetrically determined areas of the spots [6]. Based upon three series, the error involved in the procedure was found to be about 10 per cent for the pure acids, and 15 per cent for the extract.

The amino-acid chromatograms were prepared from 70 per cent alcohol extract. The substance dripped on the paper contained 20 % of amino-nitrogen. Mixtures of butanol, acetic acid and water (4 : 1 : 5) and of phenol and water (8 : 2) were the solvents.

Results

The root broke through the coat of the seed and the fruit, respectively, in the first 24 hours: the shoot, on the second day of germination. On the third and fourth day, the root, but particularly the shoot, increased intensively in weight. On the fifth, there appeared the lateral roots, and in maize the adventitious roots as well. The fresh weights of the componental parts of seedlings are presented in Table 1.

The data of the determinations of dry-matter contents in each individual part of the seedlings, made with a view to following up the changes in dry weight, are listed in Table 2.

The data in this table show that in both plants the increase in weight is more intensive in the shoots than in the roots.

On the evidence of the data in Table 3, comprising the changes in the total nitrogen contents, the relative nitrogen content of the pea seed leaf increases in accordance with the findings of MARTOS [10], while in the endosperm and the scutellum of maize it decreases. Following a slight initial increase, the total nitrogen content of the shoots and roots remains unchanged in peas, but decreases in maize.

Table 1

Changes in the weight of pea and maize seedlings in the first five days of germination

	0	1st	2nd	3rd	4th	5th day
<i>Peas</i>	mg \pm m	mg \pm m	mg \pm m	mg \pm m	mg \pm m	mg \pm m
Seed leaf.....	245 \pm 40	439 \pm 10	450 \pm 16	444 \pm 15	429 \pm 13	412 \pm 22
Shoot	0,7 \pm 0,01	4,1 \pm 0,1	15,1 \pm 0,7	65,5 \pm 2,8	85,5 \pm 4,1	105 \pm 11,3
Roots	1,6 \pm 0,04	14,4 \pm 0,9	41,3 \pm 1,8	68,5 \pm 1,4	73,4 \pm 3,1	81 \pm 1,2
Whole seedling	247,3	457,5	506,4	578,0	585,9	588,0
<i>Maize</i>						
Endosperm ...	251 \pm 8	285 \pm 6	283 \pm 4	238 \pm 10	232 \pm 8	229 \pm 9
Scutellum	23,6 \pm 0,7	64,3 \pm 1,3	68,5 \pm 0,9	78,7 \pm 1,5	80,2 \pm 5,1	91,1 \pm 7,0
Shoot	1,3 \pm 0,01	5,3 \pm 0,1	55,8 \pm 1,7	153 \pm 5,4	244,3 \pm 7,3	327,9 \pm 9,2
Roots	1,6 \pm 0,01	16,3 \pm 0,1	64,8 \pm 2,1	87,1 \pm 6,8	113,1 \pm 4,5	178,0 \pm 5,8
Whole seedling	277,5	370,9	487,1	597,2	669,6	726,5

Table 2

Changes in the dry weight of pea and maize seedlings in the first five days of germination

	0	1st	2nd	3rd	4th	5th day
<i>Peas</i>	mg	mg	mg	mg	mg	mg
Seed leaf.....	213	186	172	155	144	138
Shoot	0,6	1,0	2,0	7,9	8,2	8,4
Roots	1,4	2,1	4,5	6,8	7,1	7,4
Whole seedling	215,0	189,1	178,5	172,7	164,2	149,8
<i>Maize</i>						
Endosperm	218	205	187	157	144	125
Scutellum	21,0	24,8	26,4	27,6	27,6	27,3
Shoot	1,2	1,6	7,3	16,3	23,5	29,6
Roots	1,4	3,2	7,3	8,5	10,5	16,5
Whole seedling	241,6	234,6	228,0	209,4	205,6	198,4

The amino-nitrogen content increases in all the parts of the seedlings. In peas, the increase is the highest in the seed leaf; in maize, in the scutellum (Table 4).

The changes in the amino-nitrogen content, expressed as percentages of the total nitrogen, were of the same proportion in all the pea components

Table 3

Total nitrogen contents of pea and maize seedlings during germination (in dry-matter %)

	0	1st	2nd	3rd	4th	5th day
<i>Peas</i>	%±m	%±m	%±m	%±m	%±m	%±m
Seed leaf.....	5,44±0,17	6,14±0,08	6,50±0,10	6,76±0,31	7,04±0,12	7,52±0,14
Shoot	7,64±0,19	8,21±0,09	8,43±0,08	8,41±0,11	8,39±0,22	8,40±0,19
Roots	8,00±0,18	9,33±0,15	8,71±0,05	8,69±0,21	8,66±0,08	8,52±0,08
<i>Maize</i>						
Endosperm ...	1,50 ± 0,11	1,41 ± 0,14	1,28 ± 0,07	1,25 ± 0,08	1,17 ± 0,08	1,02 ± 0,03
Scutellum	3,38 ± 0,16	3,46 ± 0,15	3,03 ± 0,22	2,90 ± 0,19	2,53 ± 0,27	2,49 ± 0,09
Shoot	3,04±0,03	8,56±0,08	6,99±0,18	5,39±0,16	5,11±0,30	4,71±0,11
Roots		10,07±0,47	7,32±0,08	6,75±0,07	5,71±0,31	5,34±0,12

Table 4

Amino-nitrogen contents of pea and maize seedlings in the first five days of germination (in mg/g of dry-matter)

	0	1st	2nd	3rd	4th	5th day
<i>Peas</i>	mg	mg	mg	mg	mg	mg
Seed leaf.....	1,06	2,14	3,06	3,79	4,99	8,27
Shoot	3,74	6,65	9,95	11,82	14,08	15,53
Roots	3,65	8,54	10,51	13,51	15,27	16,09
<i>Maize</i>						
Endosperm	0,00	0,15	0,19	0,25	0,27	0,31
Scutellum	1,08	1,80	3,21	4,87	5,49	6,27
Shoot		2,57	2,64	2,91	3,37	3,55
Roots	1,82	2,83	3,22	3,44	3,49	3,45

studied; (to the fifth day of germination the initial value increased fivefold in the shoots and roots, and about five and a half-fold in the seed leaf). In the endosperm of maize the relative amino-nitrogen content departs from a low level, barely demonstrable with the method applied, and by the fifth day of germination it rises to 2 per cent. In the scutellum the amino-nitrogen content in relation to the total nitrogen increases more than eightfold during the 5-day germination, while in the shoots and roots an initial drop is followed by a rise to roughly the original level (Fig. 1).

On the chromatograms prepared from the extracts of pea seedlings the R_F values of the simultaneously run known acids revealed the presence of citric, malic, glycolic, and lactic acid (Fig. 2). According to HOLTON and NOLL [5], pea seedlings contain succinic acid too. In our chromatograms, not infrequently

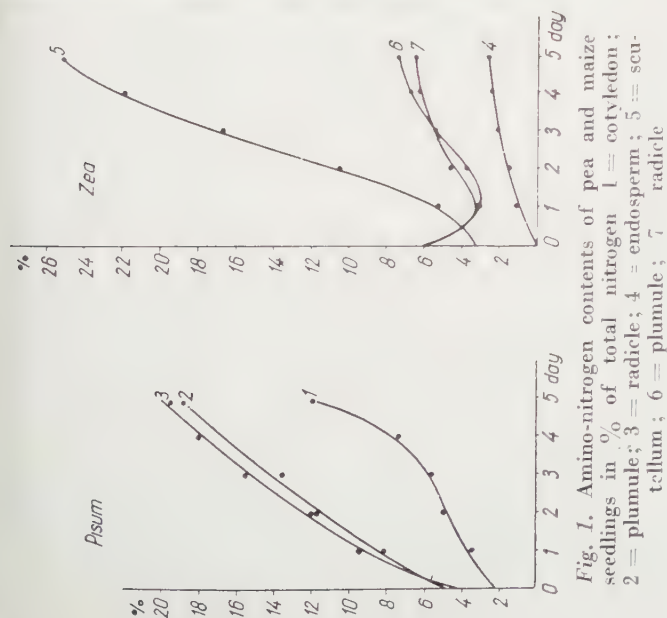


Fig. 1. Amino-nitrogen contents of pea and maize seedlings in % of total nitrogen 1 = cotyledon; 2 = plumule; 3 = radicle; 4 = endosperm; 5 = scutellum; 6 = plumule; 7 = radicle.

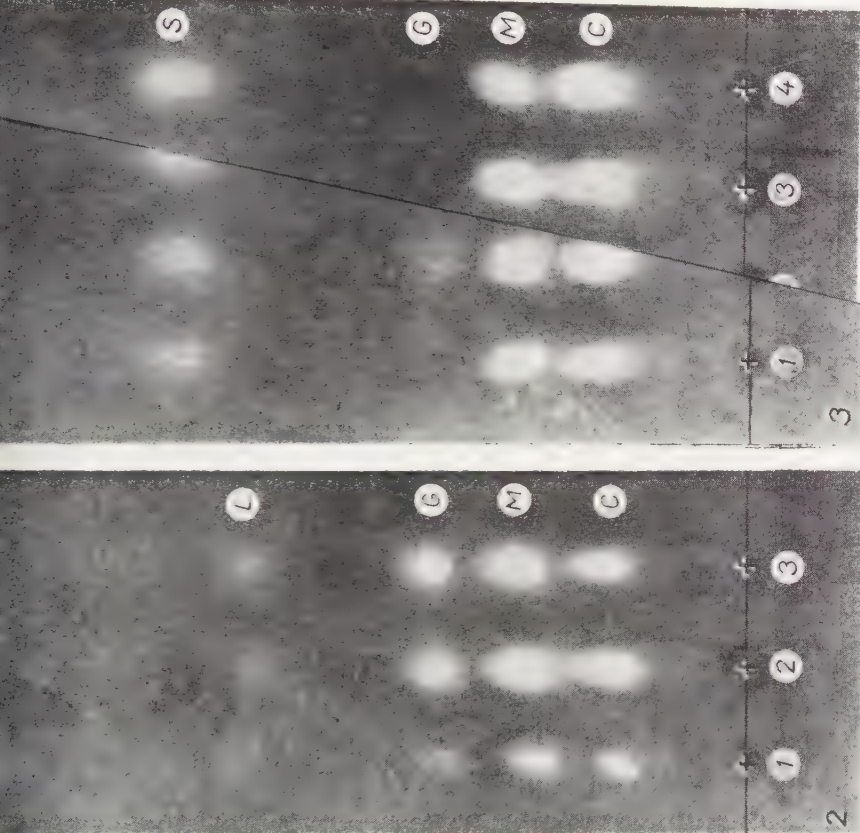


Fig. 2. Organic acids of pea seedling components on 4th day of germination 1 = cotyledon (0,5 g fresh wt); 2 = plumule (0,5 g fresh weight); 3 = radicle (0,5 fresh weight). C = citric acid; M = malic acid; G = glycolic acid; L = lactic acid. Fig. 3. Organic acids of maize seedling components on 4th day of germination 1 = endosperm (1,0 g fresh weight); 2 = scutellum (1,0 g fresh weight); 3 = plumule (1,0 g fresh weight); 4 = radicle (1,0 g fresh weight). C = citric acid; M = malic acid; G = glycolic acid; S = succinic acid

and well below the place of succinic acid, a very faint spot of high R_F value made its appearance, but on the strength of the findings of VAS [15] this should be regarded as lactyl lactic acid.

In the shoots and roots of maize citric, malic and succinic, in the endosperm citric and malic, while in the scutellum, in addition to citric and succinic acids, glycolic acid too was found (Fig. 2).

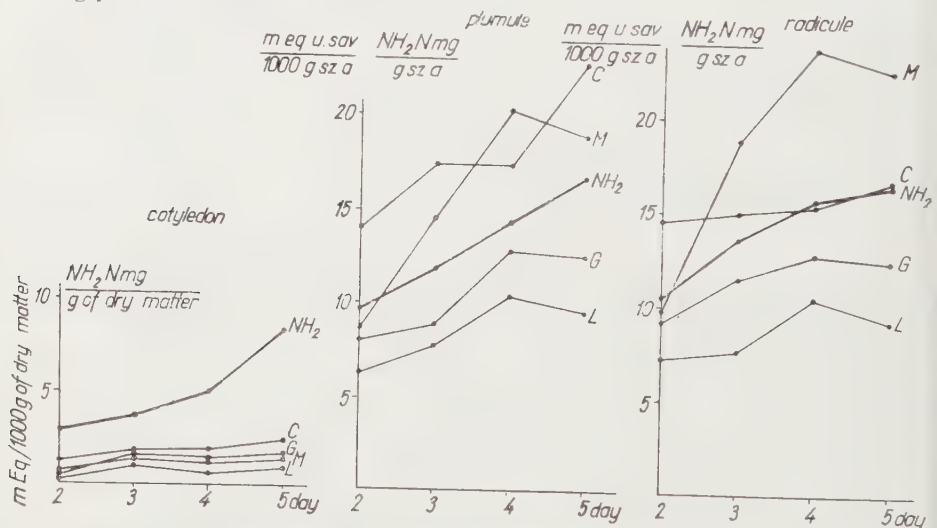


Fig. 4. Changes in the organic-acid content of pea seedling components between the 2nd and 5th day of germination (mEq/1000 g of dry-matter). For abbr. cf. Figs. 1 and 3

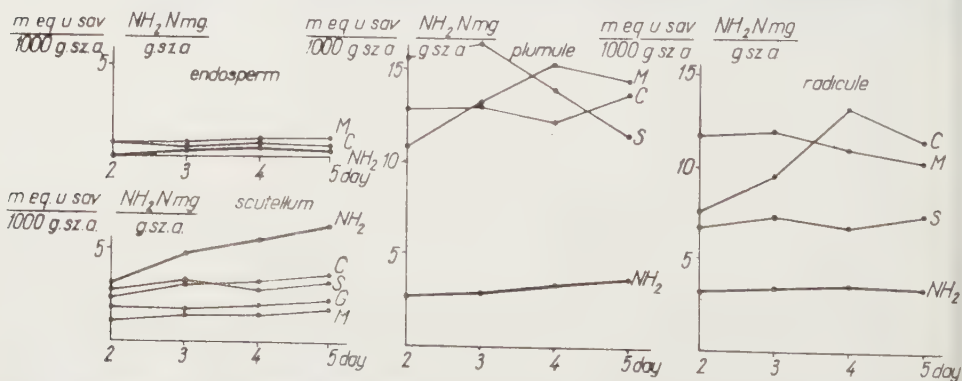


Fig. 5. Changes in the organic-acid content of maize seedling components between the 2nd and 5th day of germination (mEq/1000 g of dry-matter). For abbr. cf. Figs. 1 and 3

Since paper chromatography affords no reliable separation of citric and succinic acid, the citric acid spot was treated as a "citric-acid fraction". The oxalic acid spot, which appeared in the chromatograms in varying size, having been removed in the purification process, could not be included in our work.

The data derived from the quantitative assays of the chromatograms are illustrated in Figs. 4 and 5. In these, the amount of organic acid is referred to dry-matter, but similar relations result from referring it to the individual plant organs.

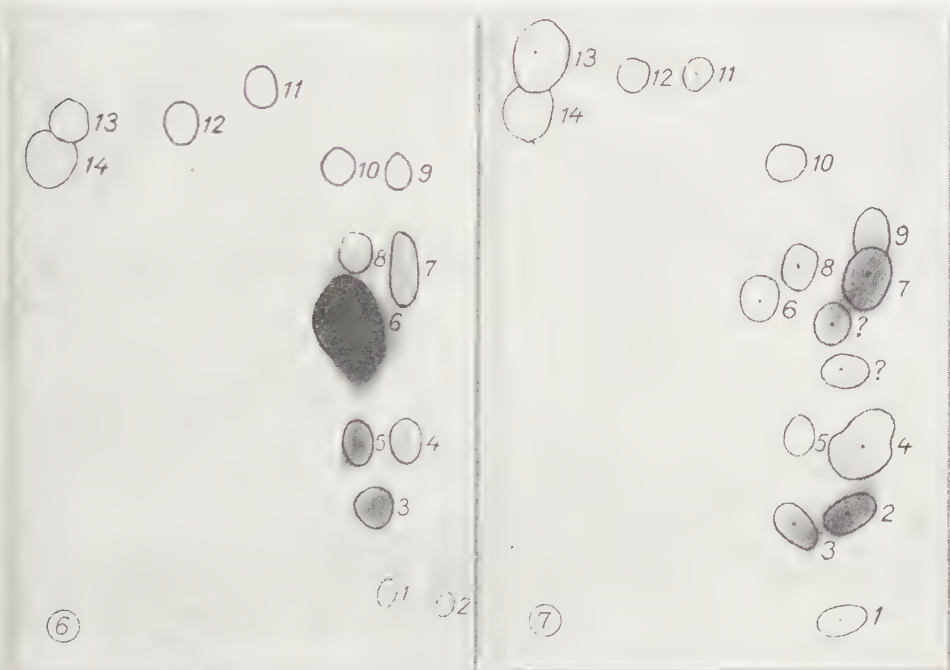


Fig. 6. Amino-acids in 3-day shoots of peas (20γ NH_2 nitrogen) 12

- | | |
|----------------------|----------------------------------|
| 1 = asparaginic acid | 8 = arginine |
| 2 = cystine | 9 = α -amino-butyric acid |
| 3 = serine | 10 = treonine |
| 4 = glutamic acid | 11 = proline |
| 5 = glycine | 12 = valine |
| 6 = alanine | 13 = leucine |
| 7 = histidine | 14 = isoleucine |

Fig. 7. Amino-acids in 4-day shoots of maize (20γ NH_2 nitrogen)

- | | |
|---------------------|-----------------|
| 1 = asparagine | 8 = arginine |
| 2 = serine | 9 = — |
| 3 = citrulin | 10 = treonine |
| 4 = glutaminic acid | 11 = proline |
| 5 = glycine | 12 = valine |
| 6 = alanine | 13 = leucine |
| 7 = histidine | 14 = isoleucine |

In the shoots and roots of peas the organic acid content increased considerably during germination, while in the seed leaves it stayed roughly on the same level. Most marked was the increase of malic and citric acid, less so that of glycolic and lactic acid. In the first four days of germination both the amino-

nitrogen and the organic-acid contents continued increasing. On the fifth day, a decrease in the malic and lactic-acid contents showed within the limit of errors, yet consistently in each series. FOLKES et al. [3] report a similar phenomenon in barley seedlings raised in the dark.

In the maize seedling components the increase in the organic-acid content was slight (the succinic-acid content of the shoots even showed a decrease). With the exception of the scutellum, the amino-nitrogen content likewise remained almost on the same level in the components.

The increase in amino-nitrogen concomitant in pea seedlings with one in organic-acid, together with the parallelism in maize seedlings between the unchanging organic-acid content and the constant amino-nitrogen level, appear to indicate that a close correlation may be assumed to exist between the organic-acid and amino-nitrogen increases manifesting themselves during germination. This assumption is favoured by the fact that a high malic-acid content goes hand in hand with a high alanine content in pea seedlings (Fig. 6), and a relatively low malic-acid content with a lower alanine content in maize seedlings (Fig. 7).

Summary

Pea and maize seedlings were studied for their organic-acid and amino-nitrogen contents.

The presence of citric, malic, glycolic and lactic acids was demonstrated in the seed leaves, the shoots, and the roots of pea seedlings. The organic-acid content was found to be considerably less in the seed leaves than in the shoots and roots.

During germination from 2 to 5 days, malic acid was observed positively to increase in the shoots and roots, and, in addition, citric acid in the shoots of pea seedlings.

The endosperm of maize contained only citric and malic acids in significant amounts, but traces of succinic acid were also demonstrable. In the chromatograms prepared from the scutellum there appeared a spot of glycolic acid in addition to that of citric, malic, and succinic acids. In the shoots and roots citric, malic, and succinic acids occurred. In relation to that of the other seedling components, the organic content of the endosperm was found to be low, that of the scutellum higher, and that of the shoots and roots the highest.

From the second to the fifth day of germination the organic-acid contents of the componental parts of the seedlings remained largely on the same level.

A certain degree of parallelism observed between the organic-acid and amino-nitrogen contents would seem to permit the assumption of a closer interrelatedness of the increases in them during germination.

The author wishes to express her thanks to Z. NEMES from the Institute of Phytophysiology of the L. Eötvös University for having prepared the photographs, and to Miss MARIA BLASKÓ, laboratory assistant, for assiduous help given.

REFERENCES

1. BENNET-CLARK, T. A. : (1949) Organic Acids of Plants. *Ann. Rev. Biochem.* **18**, 639—654.
2. BURRIS, R. H. : (1953) Organic Acids in Plant Metabolism. *Ann. Rev. Plant Physiol.* **4**, 91—114.
3. FOLKES, B. F.—WILLIS, A. S.—YEMM, E. W. : (1952) The Respiration of Barley Plants VII. The Metabolism of Nitrogen and Respiration of Seedlings. *New Phytol.* **51**, 317—341.
4. GORIS, A.—CANAL, H. : (1939) Sur la formation possible d'esters éthyliques au cours de la stabilisation des végétaux. *C. R. Acad. Sci. Paris* **209**, 125—126.
5. HOLTON, R. W.—NOLL, C. R. jr. : (1955) A Survey of nonvolatile Organic Acids in Seedlings of some Grasses and Legumes. *Plant Physiol.* **30**, 384—386.
6. ISHERWOOD, F. A.—HANES, C. S. : (1953) Separation and Estimation of Organic Acids on Paper Chromatograms. *Biochem. J.* **55**, 824—830.
7. JAMES, W. O. : (1953) *Plant Respiration*. Oxford.
8. JONES, A. R.—DOWLING, E. J.—SKRABA, W. J. : (1953) Identification of some Organic Acids by Paper Chromatography. *Anal. Chem.* **25**, 394—396.
9. KREBS, H. A.—EGGLETON, L. V. : (1943) The Effect of Citrate on the Rotation of the Molybdate Complexes of Malate, Citramalate and Isocitrate. *Biochem. J.* **37**, 334—396.
10. MARTOS, L. : (1956) A sziklevél szerepe a növények életében (The Role of the Cotyledon in Plant Life. Treatise submitted to attain the sc. degree of Candidate).
11. PALMER, K. J. : (1955) Chemical Investigations on the Tobacco Plant. X. Determination of Organic Acid by Ion Exchange Chromatography. *Bull. of the Connect. Agr. Exp. Station*.
12. PUCHER, G. W.—VICKERY, H. B.—WAKEMAN, A. J. : (1934) Determination of the Acids in Plant Tissues. II. Total Organic Acids in Tobacco Leaf. *Ind. Eng. Chem. Anal. Ed.* **6**, 140—143.
13. TÄUFEL, K.—KRUSEN, F. : (1952) Verteilung der Citronensäure in den Samen von Leguminosen und Cerealien und ihr Verhalten bei der Keimung. *Biochem. Z.* **322**, 375—379.
14. THIMANN, K. V.—BONNER, W. D. JR. : (1950) Organic Acid Metabolism. *Ann. Rev. Plant Physiol.* **4**, 91—114.
15. VAS, K. : (1951—52) Néhány szerves sav kimutatása megoszlási kromatográfiával (Some organic acids demonstrated by two-dimensional chromatography). *Agrokémia és Talajtan*, **1**, 167—180.

DER KARSTBUSCHWALD DES NORDÖSTLICHEN UNGARISCHEN MITTELGEBIRGES (*QUERCUS* *PUBESCENS*—*PRUNUS MAHALEB* NOVA ASS.)

Von

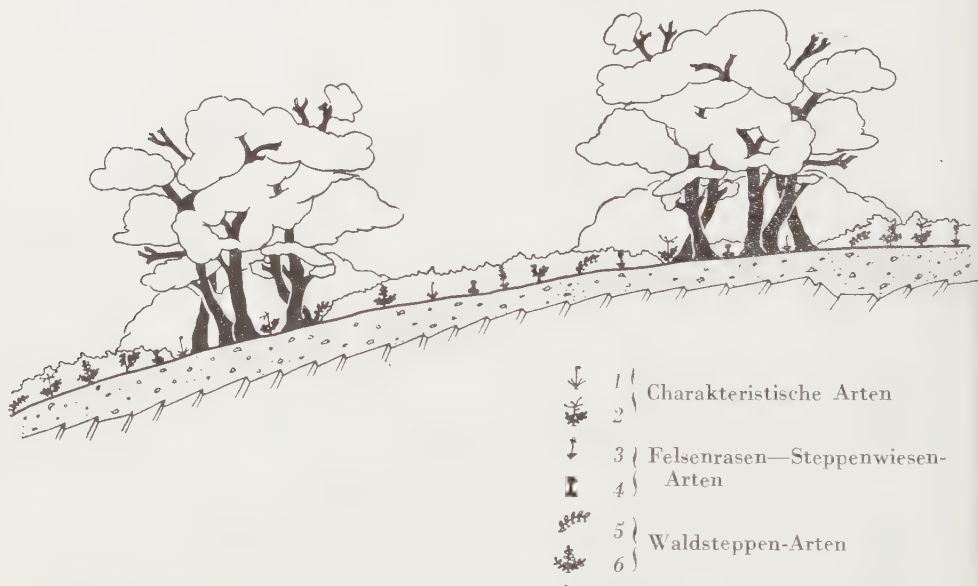
P. JAKUCS und G. FEKETE

(Eingegangen am 29. V. 1957)

Im Laufe der Untersuchung der Flaumeichen—Karstbuschwälder scheint es notwendig, die zwei Assoziationen der Flaumeichen—Karstbuschwälder, auf dem Gebiete Ungarns schon vorhergehend voneinander abzusondern. Die an vielen Stellen des Ungarischen Mittelgebirges vorkommenden Flaumeichen—Karstbuschwälder sind in dem transdanubischen Teil des Mittelgebirges untersucht, und unter dem Namen *Querceto-Cotinetum* beschrieben worden (Soó 1931, ZÓLYOMI 1950), doch es wurden ausser den teilweise einen Übergangscharakter aufweisenden Beständen des Budaer Gebirges auch die Karstbuschwälder des nordöstlichen Teiles des Mittelgebirges zu diesen einbezogen und unter demselben Namen verzeichnet. Die durch die Charakterarten *Carpinus orientalis*, *Cotinus coggygria*, *Carex halleriana*, *Coronilla coronata*, *C. emerus*, *Mercurialis ovata*, *Crepis nicaeensis* (ZÓLYOMI 1950, JAKUCS und FEKETE ined.) gut charakterisierbare *Querceto-Cotinetum*-Assoziation kommt jedoch — oftmals auch selbständig, in grösserer Ausbreitung — lediglich auf den, in Transdanubien in südöstlicher Exposition gelegenen Hängen und Plateaus vor, deren Grundgestein grösstenteils Dolomit ist. Scharf abzusondern von dieser Assoziation ist der Flaumeichen—Karstbuschwald des nordöstlichen Teiles des Ungarischen Mittelgebirges, der — sei es, dass er auf Kalkstein (Subass.: *Lathyrus pannonicus* ssp. *collinus*) oder auf Andesit Grundgestein (Subass.: *Poa scabra* HORÁNSZKY ined.) auftritt — meistens die Randzone eines geschlossenen Hochwaldes nach den offenen Steppenwiesen hin bildet. Diese Assoziation soll unter dem Namen ***Quercus pubescens*—*Prunus mahaleb* Ass.** (*Pruneto mahaleb-Quercetum pubescentis* Jakucs & Fekete) abgesondert werden.* Die genaue Absonderung ist notwendig zum Zweck der richtigen und klaren Auslegung des ihm sehr nahestehenden Hochwaldes, des in Mitteleuropa an vielen Stellen auftretenden sog. Kalkeichenwaldes (*Querceto-Lithospermetum* s. lato, non *Querceto-Potentilletum albae*!).

* Eine vorhergehende Absonderung der Karstbuschwälder schon von JAKUCS 1955. p. 98—102. Im Nachfolgenden wird die Assoziation in erster Linie auf Grund der Kalkstein-subass. charakterisiert.

Die *Quercus pubescens*—*Prunus mahaleb* Assoziation umfasst unter anderen die folgenden Assoziationen: *Quercetum lanuginosae pannonicum* p. p. (DOSTAL 1933), *Quercus pubescens* — *Lathyrus versicolor* ass. p. p. (KLIKA 1933), *Querceto-Torminalietum orientale* p. p. (JURKO 1951), *Querceto-Cotinetum matricum* (ZÓLYOMI—JAKUCS—BARÁTH—HORÁNSZKY 1951) *Quercus pubescens*—*Lith. purp.-coerul.* Ass. *caricetosum humilis* (MICHALKO 1957). *Geranieto-Querce-*



Physiognomische Verschiedenheit zwischen zwei Karstbuschwald -Haupttypen Ungarns (idealisierte Abbildung).

Abb. 1. In der Krautschicht der Gesellschaft *Querceto-Cotinetum* sind die Felsenrasen-, Steppenwiesen- und Waldarten meistens gemischt vorhanden. Wenn das Erscheinen des Grundgesteins auf der Oberfläche die Anwesenheit des Felsenrasens, bzw. Steppenwiese nicht begründet, dann bilden die Buschwaldflecken mit Gebüsch ein Mosaik (Schibljak-Gepräge).

1. *Carex halleriana*, 2. *Coronilla coronata*, 3. *Artemisia alba* ssp. *saxatilis*, 4. *Sempervivum hirtum*, 5. *Polygonatum odoratum*, 6. *Dictamnus albus*

tum pubescentis (WAGNER 1940), sowie *Quercetum pubescentis praecarpaticum* Subass. *Cotinus coggygria* (FUTÁK 1947) stehen schon mit der *Querceto-Cotinetum* Assoziation in enger Verbindung.

Während *Querceto-Cotinetum* eine Assoziation mit balkan-ostsubmediterranean Gepräge ist, kann die *Quercus pubescens*—*Prunus mahaleb*-Assoziation durch die starke Abnahme der submediterranen Arten und die Zunahme der kontinentalen Charakterzüge gekennzeichnet werden. Auf Grund ihrer Physiognomie und ihrer Komponenten dürfte sie auf den Südhängen des Mittelgebirges als der Überrest der Waldsteppe des postglazialen warmen Zeitalters betrachtet werden.

Sehr charakteristisch für die physiognomische Erscheinung des *Querceto-Cotinetum* ist, dass sich in ihm keine scharfe Absonderung des Felsenrasen, der Steppenwiese und der Waldarten findet, sondern der Unterwuchs der meistens mit Gesträuch (*Cotinus*) mosaikartig erscheinenden Buschwaldflecken fast homogen ist. Dagegen bildet die *Quercus pubescens* — *Prunus mahaleb*-Assoziation gewöhnlich nicht mit Gesträuch, sondern mit Steppen-



Abb. 2. Bei der *Quercus pubescens*—*Prunus mahaleb*-Assoziation häufen sich die Waldarten im Innern des Buschwaldfleckens, am Rande des Buschwaldteiles nehmen die Waldsteppen-Arten Platz, und die Felsenrasen- und Steppenwiesen-Elemente gelangen meistens nicht unter den Buschwaldfleck. Die Buschwaldteile bilden immer mit Felsenrasen oder Steppenwiesen ein Mosaik (Rand-Assoziation-Gepräge).

1. *Polygonatum odoratum*, 2. *Dictamnus albus*, 3. *Lathyrus pannonicus* ssp. *collinus*, 4. *Pulmonaria mollissima*, 5. *Lithospermum purpureo-coeruleum*, 6. *Stipa pulcherrima*

wiesen ein Mosaik und die xerothermen Elemente dringen nur mehr äusserst selten in das Innere des Buschwaldfleckens ein.

Da die *Quercus pubescens* — *Prunus-mahaleb*-Assoziation schon eine ausgeprägte Randassoziation ist (obzwar sie hier an einigen Stellen eine grosse homogene Ausbreitung besitzt), weist sie kaum wirklich gute Charakterarten auf.*

* Die Auswahl der Charakterarten und der konstanten Arten erfolgte auf der Grundlage der je 15 Aufnahmen enthaltenden Listen des Tornaer Karstes und des Bükkgebirges, zwei Glieder der nordöstlichen Hälfte des Ungarischen Mittelgebirges, sowie der Kalksteinteile des Budaer und Piliser Gebirges, wogegen die Differenzialarten durch die 120 Aufnahmen der Karstbuschwälder aus dem ganzen Ungarischen Mittelgebirge festgestellt wurden.

Die Assoziation ist lokal am besten durch *Prunus mahaleb* (F : 5) charakterisiert, der in den Karstbuschwäldern des nordöstlichen Teiles des Ungarischen Mittelgebirges mit einer Konstanz von IV—V erscheint. Mit kleinerer Konstanz, aber noch gute Charakterarten sind die folgenden: *Ferula sadleriana*, *Veronica spuria* ssp. *foliosa*. Ausser diesen kann die Assoziation ehestens durch solche Arten charakterisiert werden, die ausser ihr auch Glieder des benachbarten geschlossenen Waldes (*Quercetalia pubescentis-petraeae*) oder der mit ihm mosaikartig auftretenden Steppenwiese (*Festucetalia sulcatae*) sind. Unter ihnen ist die sog. Waldsteppenart in grosser Zahl vertreten und eben diese werden auf der nördlichen und westlichen Verbreitungsgrenze der Assoziation häufig die örtlich guten Charakterarten. Die *Quercus pubescens* — *Prunus mahaleb*-Assoziation wird innerhalb ihrer ganzen Verbreitung in Ungarn durch folgende Arten charakterisiert: *Quercus pubescens* (mit einer Konstanz von IV—V), *Carex michelii* (II—III), *Carduus collinus* (III—IV), *Geranium sanguineum* (III—V), *Inula conyza* (I—II), *Lathyrus pannonicus* ssp. *collinus* (I—III), *Lithospermum purpureo-coeruleum* (II—V), *Polygonatum odoratum* (II—V). Nur auf dem Tornaer Karst sind noch örtlich *Crepis praemorsa* (II), *Onosma tornensis* (I), lediglich im Bükkgebirge *Prunus fruticosa* (II), *Asyneuma canescens* (III) und im Bükk- und Budaer Gebirge *Iris variegata* (II—III) kennzeichnend.

Die *Quercus pubescens* — *Prunus mahaleb*-Assoziation besitzt auffallend viele konstante Arten. Innerhalb ihrer Verbreitung in ganz Ungarn sind die folgenden Arten konstant oder subkonstant (IV—V): *Crataegus monogyna*, *Prunus mahaleb*, *Quercus pubescens*, *Cornus mas*, *Brachypodium pinnatum*, *Cynanchum vincetoxicum*, *Erysimum pannonicum*, *Euphorbia cyparissias*, *Festuca sulcata*, *Galium mollugo* s. l., *Geranium sanguineum*, *Polygonatum odoratum*, *Stachys recta*, *Teucrium chamaedrys*.

Nur auf dem Tornaer Karst sind *Acer campestre*, *Fraxinus excelsior*, *Ligustrum vulgare*, *Rhamnus catharticus*, *Anthemis tinctoria*, *Asperula cynanchica*, *Convolvulus arvensis*, *Coronilla varia*, *Helianthemum ovatum*, *Origanum vulgare*, *Potentilla arenaria*, *Satureja vulgaris*, *Seseli osseum*, *Viola hirta* konstant oder subkonstant.

Bloss in den Beständen des Bükkgebirges sind folgende Arten konstant oder subkonstant: *Cotinus coggygia*, *Allium flavum*, *Melica ciliata*, *Peucedanum cervaria*, *Sedum maximum*, *Verbascum austriacum*.

Nur in dem Piliser und Budaer Gebirge sind *Fraxinus ornus*, *Chrysanthemum corymbosum*, *Salvia pratensis*, *Veronica chamaedrys* konstant oder subkonstant.

Campanula sibirica ist sowohl im Tornaer Karst als auch im Bükkgebirge konstant, während *Asperula glauca* und *Dictamnus albus* im Bükk-, Pilis- und Budaer Gebirge mit einer Konstanz von IV—V auftreten.

Die *Quercus pubescens* — *Prunus mahaleb*-Assoziation kann von *Querceto-Cotinetum*, mit der sie häufig — z. B. im Budaer Gebirge — vermischt, mit

Übergängen erscheinen kann, durch differenzierte Arten scharf getrennt werden. Die im *Querceto-Cotinetum* fehlenden und in der *Quercus pubescens* — *Prunus mahaleb*-Assoziation vorhandenen Arten sind: *Acer tataricum*, *Acorium anthora*, *Anthemis tinctoria*, *Campanula divergentiformis*, *Cotoneaster integerima* ssp. *nigra*, *Ferula sadleriana*, *Festuca pseudodalmatica*, *Fraxinus excelsior*, *Lappula heteracantha*, *Spiraea media*, usw. Dagegen sind die in der *Quercus pubescens* — *Prunus mahaleb*-Assoziation fehlenden und im *Querceto-Cotinetum* auch eine grössere Rolle spielenden Arten die folgenden: *Aethionema saxatile*, *Amelanchier ovalis*, *Artemisia alba* ssp. *saxatilis*, *Cotoneaster tomentosa*, *Fraxinus ornus* (im Pilis—Budaer Gebirge in beiden Assoziationen!) *Galium pumilum* ssp. *austriacum*, *Ononis pusilla*, *Plantago argentea*, *Polygala amara*, *Scilla autumnalis*, *Tamus communis*, usw.

Die häufigsten typhbildenden Arten des Unterwuchses der *Quercus pubescens* — *Prunus mahaleb*-Ass. sind *Brachypodium pinnatum*, *Festuca sulcata* und *Carex humilis*. Ausser diesen, vornehmlich am Rande der Buschwaldflecken, können zahlreiche Arten, hauptsächlich von Waldsteppencharakter als Faziesbildner auftreten z. B.: *Galium mollugo* s. l., *Geranium sanguineum*, *Inula ensifolia*, *Peucedanum cervaria*, *Polygonatum odoratum* usw.

Bei der Einreihung der *Quercus pubescens* — *Prunus mahaleb*-Assoziation in ein cönologisches System haben wir erstens die Beziehungen der Assoziation zur kontinentalen Waldsteppe in Betracht gezogen. Auf Grund der Arten, die im *Quercion pubescentis-petraeae* Verband nur eine unwesentliche Rolle spielen (*Asyneuma canescens*, *Acer tataricum*, *Carex brevicollis*, *Cytisus albus*, *Doronicum hungaricum*, *Iris aphylla* ssp. *hungarica*, *Iris graminea* ssp. *pseudocyperus*, *Melica altissima*, *Melica picta*, *Nepeta pannonica*, *Prunus fruticosa*, *Phlomis tuberosa*, *Veronica spuria* ssp. *foliosa*)* sowie auf Grund der auch im *Quercion pubescentis-petraeae* Verband auftretenden, aber in unserer Assoziation entscheidend teilnehmenden kontinentalen Waldsteppenarten (*Adonis vernalis*, *Arabis hirsuta*, *Asperula glauca*, *Anemone silvestris*, *Brachypodium pinnatum*, *Bromus inermis*, *Carex michelii*, *Cirsium pannonicum*, *Clematis recta*, *Crepis praemorsa*, *Cynanchum vincetoxicum*, *Cytisus hirsutus* ssp. *leucotrichus*, *Dictamnus albus*, *Dorycnium herbaceum*, *Erysimum pannonicum*, *Filipendula vulgaris*, *Fragaria moschata*, *F. viridis*, *Geranium sanguineum*, *Hypochoeris maculata*, *Inula hirta*, *Iris variegata*, *Laser trilobum*, *Lathyrus pannonicus* ssp. *collinus*, *Melampyrum cristatum*, *Polygonatum odoratum*, *Potentilla recta*, *Peucedanum cervaria*, *Sedum maximum*, *Serratula lycopifolia*, *Stachys officinalis*, *Teucrium chamaedrys*, *Thalictrum minus*, *Thesium linophyllum*, *Veronica teucrium*, *Vinca herbacea*, usw.) haben wir die *Quercus pubescens* —

* Diese Arten sind gleichzeitig auch die Charakterarten des *Aceri* — *Quercion* Verbandes. Ausserdem können noch einige weitverbreitete Arten auch als Verbandscharakterarten betrachtet werden, da ihr Hauptgewicht hier liegt, so z. B.: *Carex michelii*, *Iris variegata*, *Pulmonaria mollissima*, *Inula germanica*.

Prunus mahaleb-Assoziation in einen neuen Verband *Quercion pubescentis-petraeae* erreicht, der als östliches Glied der *Quercetalia pubescentis-petraeae* Ordnung aufgefasst werden kann. Den, auf Grund unserer eigenen Ergebnisse der Untersuchungen im Mittelgebirge und auf Grund der Ergebnisse der Untersuchungen des Löss-Plakor-Waldes von B. ZÓLYOMI, gemeinsam aufgestellten, bzw. von der *Quercion pubescentis-petraeae* abgetrennten kontinentalen Waldsteppen-Verband nennen wir **Aceri (tatarici)-Quercion**.

Jene Gesellschaften des *Aceri* — *Quercion* Verbandes, welche in ebener Lage ausgebildet sind, werden von B. ZÓLYOMI behandelt, bzw. berührt (ZÓLYOMI 1957). Im ungarischen Mittelgebirge zählen wir zum *Aceri* — *Quercion* Verband ausser der *Quercus pubescens* — *Prunus mahaleb*-Assoziation noch folgende: *Spiraeetum mediae (matricum)* Zólyomi (34)36, *Crataego-Prunetum fruticosae* (Klika 28) Soó (46)47 *pannonicum* Jakucs—Fekete 57, *Tilieto-Fraxinetum* Zólyomi 36 [mit 2 Subass.: a) *caricetosum brevicollis (hungaricum)* Zólyomi—Jakucs 57, b) *mercurialetosum (matricum)* Zólyomi—Jakucs 57] und *Corneto* — (*Lithospermo*-) *Quercetum* Jakucs—Zólyomi 57 [mit 3 Subass.: a) *pubescentetosum (praetransilvanico-matricum)* (Dostál 33) Jakucs—Zólyomi 57, b) *petraetosum (submatricum)* Michalko 57 nova comb. c) *poetosum scabrae (matricum)* Horánszky 57.] (Siehe ausführlicher JAKUCS—FEKETE 1957 ined.). In dem *Aceri* — *Quercion* Verband in Ungarn (besonders im Mittelgebirge) sind die submediterranen Züge noch sehr stark.

Die Ablösung des *Aceri* — *Quercion* kontinentalen Verbandes von dem *Quercion pubescentis-petraeae* Verband hat das neuerliche Ordnen der Klassifikation der europäischen xerothermen Eichenwälder nötig gemacht. In Sinne unserer Auffassung ist die *Quercetalia pubescentis-petraeae* Ordnung in vier, gleichwertige, von einander mit Charakterarten zu trennende (obgleich öfters ineinander übergehende) Verbände zu teilen: **Buxo-Quercion** (*Quercion pubescentis*) enthält die Gruppe der atlantisch—westsubmediterranen xerothermen Eichenwälder; **Orneto-Ostryon**, die balkanischen, ost-submediterranen Eichenwälder; **Aceri-Quercion**, die kontinentalen Waldsteppen-Eichenwälder; der mitteleuropäische *Quercion petraeae* (ohne *pubescentis*!) aber enthält nur die Reste des im früheren Sinne genommenen *Quercion pubescentis-petraeae*.

Die *Quercus pubescens* — *Prunus mahaleb*-Assoziation wollen wir ausführlicher — auch von mehreren anderen Gesichtspunkten untersucht (ökologisch, arealgeographisch, zönogenetisch, usw.) — in unserer Monographie über die Karstbuschwälder charakterisieren.

LITERATUR

1. DOSTAL, J. : (1933) Geobotanický přehled vegetace Slovenského Krasu. Vest. Král. Čes. Spol. Nauk. S. 1—46.
2. FUTÁK, J. : (1947) Xerothermná vegetácia skupiny Knazného Stola. Trnava.
3. HORÁNSZKY, A. : (1957) Szentendre—Visegrádi hegység erdői (Die Wälder des Szentendre—Visegráder Gebirges) Manuskript.
4. JAKUCS, P. : (1955) Geobotanische Untersuchungen und die Karstaufforstung in Nordungarn. Acta Botanica II. S. 89—131.
5. JAKUCS, P.—FEKETE, G. : (1957) (ined.) Monographie der Flaumeichen-Karstbuschwälder Südöstlichen Mitteleuropas. Manuskript.
6. JURKO, A. : (1951) Vegetácia stredného Pohornádia. Bratislava.
7. KLIKA, J. : (1933) Studien über die xerotherme Vegetation Mitteleuropas. II. Xerotherme Gesellschaften in Böhmen. B. B. C. 50, S. 707—773.
8. MICHÁLKO, J. : (1957) Geobotanické pomery pohoria Vihorlat. Bratislava.
9. SOÓ, R. : (1931) Adatok a Balatonvidék vegetációjának ismeretéhez. III. (Beiträge zur Kenntnis der Vegetation des Balatongebietes III.) Magy. Biol. Kut. Int. I. Oszt. Munk. 4, S. 293—319.
10. WAGNER, H. : (1941) Die Trockenrasengesellschaften am Alpenostrand. Akad. Wiss. Wien. math.-naturw. Kl. Denkschr., 104.
11. ZÓLYOMI, B. : (1950) фитоценозы и лесомелиорации обнажений гор Буда (Les phytocénoses des montagnes de Buda et le reboisement des endroits dénudés) (Die Phytocénosen des Budaer Gebirges und die Aufforstung der denudierten Stellen). Acta Biologica Hung. 1. S. 7—67.
12. ZÓLYOMI, B.—JAKUCS, P.—BARÁTH, Z.—HORÁNSZKY, A. : (1954—55). A Bükkhegységi növényföldrajzi térképezés erdőgazdasági vonatkozású eredményei (Forstwissenschaftliche Ergebnisse der geobotanischen Kartierung im Bükkgebirge) Ungarisch : Az Erdő 1954. Vö. 3, 4, 5., Deutsch : Acta Botanica I. 1955. S. 361—395.
13. ZÓLYOMI, B. : (1957) Der Tatarenahorn-Eichen-Lösswald der zonalen Waldsteppe (Acereto tatarici-Quercetum). — Acta Botanica III. 1957. 401—424.

STUDIES OF THE GERMINATION OF HUNGARIAN WHEAT VARIETIES

By

GY. MÁNDY, J. ZSOLT and GY. PÁL

BOTANICAL RESEARCH INSTITUTE OF THE HUNGARIAN ACADEMY OF SCIENCES, VÁCRÁTÓT

(Received February 23, 1957)

In spite of the fact that in respect to both the extent of the territory under wheat and the quantity of the yield, wheat is the most important cereal in Hungary and although Hungarian wheat has a highly appreciated place in the world market, the problems of its germination have hardly been dealt with in Hungary. Undoubtedly, the problems connected with the germination of wheat are covered by a large world literature; nevertheless, this does not excuse their considerable neglect in Hungary, all the more so as the characteristics of the germination of the home varieties differ in many respects from the data of foreign varieties. If we want to create an appropriate biological basis for our wheat production then numerous problems of germination connected with our home varieties should be more thoroughly investigated. Our investigations became timely not only owing to the necessity of complementing the above-mentioned deficiency but also in view of the editing of the monograph on the Hungarian flora of economic plants. Publication of local data is above all desirable in this work. Our investigations were started with a view to furthering this work and — contrary to all expectations — they enlarged with hitherto unknown data the scope of knowledge of the germination of wheat.

1. Material and conditions of the experiments

Our investigations were conducted with four selected wheat varieties grown in 1955: Bánkúti 1201., F. 481., Székács 1055., and UN. 2. The seeds were supplied by the Hungarian Institute for Plant Variety Testing to which we herewith express our thanks. On the first occasion the seeds came from Tordas, the central seed distributing station of the institute, on the second occasion they were supplied by the experimental stations of the institute: Abaújszántó, Iregszemcse and Táplánszentkereszt. Unfortunately the germinating power of the seeds originating from Tordas was not perfect, therefore it was necessary to use in the experiment seeds originating from other places also. From the afore-said stations for plant variety testing we obtained locally grown and stored seeds of excellent power of germination and thus we could avoid using seeds of diminished biological value. The seeds originating from three different crop areas made possible the comparison of different conditions.

Germination was effected in Petri dishes on filter paper according to the usual prescriptions. The germinating seeds were placed in thermostats or thermostat chamber kept at a constant temperature, the latter under permanent illumination with electric lighting. Each setting up was repeated several times and on one occasion 100 seeds were set up three times for germi-

nation. Every effort was made to ensure identical conditions. During the experiments the filter paper was kept damp by means of distilled water, respectively, it was moistened with a variant of determined concentration of the employed solutions. During the experiments temperatures of 5, 10, 15, 20, 25, 30, 35 and 40° C were applied.

2. Germination at different temperatures

In the relevant literature there is a fairly great chaos concerning the "cardinal" (minimum, optimum and maximum) points of the germination of wheat. In numerous books there is a great variety of data as regards the value of the minimum, optimum and maximum temperature. For demonstration we shall publish the data of some well-known books :

	year	mini num C°	opti num C°	ma ximum C°
MOLISCH (Data of SACHS, 1882)[6]	1922	5	29	42,5
MOLISCH (Data of HABERLANDT) [6]	1922	0—4,8	25—31	31—37
JAKUSHKIN [2]	1947	3—4	20—25	30—40
MAXIMOV [5]	1948	0,5	23—31	31—37
NOSATOVSKIJ [7] publishes several data :	1950			
HABERLANDT		—	25	—
PERCIVAL		—	22	—
ATTERBERG		—	17	—
WILSON and GOTTES		—	15	—
WALTER [8]	1950	3—4,5	25	30—32
KREYBIG [3]	1953	3—4,5	25	30—32
LÁNG [4]	1954	4	25	32

From the compilation it is evident that the different authors — in spite of the fact that they publish identical data also (obtained from the same sources) — give in a diversified manner the value of the "cardinal" points. Our own investigations point out that all these data may be correct, it is, however, regrettable that they are published without fuller particulars because, as regards the "cardinal" points, rather significant divergencies can be observed among the wheat varieties.

In connection with the above-mentioned wheat varieties, we set up the germinating experiments between +5 — +40° C with a gradient of 5° C, and we read daily the number of germinated grains. Of course it would have been better if we could have applied lesser intervals in the degree of temperature, but our equipment did not allow for such exactitude. This would have been particularly important in connection with the minimum and maximum values, but even the values obtained in this manner can be well assessed. In possession of the experimental data difficulties were created by the question, which points of view should be taken into consideration for the determination of the optimum temperature. To wit, four kinds of possibilities presented themselves for the evaluation :

1. The total number of the germinated grains.
2. The earliest date of germination, day.
3. The percentage value of the grains germinated on the first day.

4. The duration of the germination days. The following particulars were obtained for the investigated varieties :

1. The total number of germinated grains in per cent

Variety	5	10	15	20	25	30	35	40 C°
B. 1201.....	87.3	86.6	90.3	80.0	42.6	29.0	21.0	0.0
F. 481	53.6	58.0	99.3	51.5	29.3	17.0	12.6	0.0
Sz. 1055	95.6	98.0	96.6	70.5	43.6	10.0	15.0	0.0
UN. 2	96.0	100.0	96.6	80.0	50.0	32.6	24.6	0.0

2. The earliest date of germination, days

Variety	5	10	15	20	25	30	35	40 C°
B. 1201.....	6	3	3	2	2	2	2	0
F. 481	6	4	3	3	3	3	4	0
Sz. 1055	6	4	3	3	3	3	3	0
UN. 2	6	4	3	3	2	3	3	0

3. % value of the grains germinated on the first day

Variety	5	10	15	20	25	30	35	40 C°
B. 1201.....	1.6	1.0	2.0	6.0	0.3	2.0	1.3	0
F. 481	1.6	16.6	20.6	13.5	3.6	3.7	1.3	0
Sz. 1055	2.3	47.0	4.0	3.5	0.6	1.3	2.0	0
UN. 2	1.3	51.6	41.6	64.0	1.3	9.6	2.6	0

4. Duration of the germination days

Variety	5	10	15	20	25	30	35	40 C°
B. 1201.....	9	3	6	10	9	10	10	0
F. 481	12	7	6	3	8	9	3	0
Sz. 1055	8	4	6	5	9	10	10	0
UN. 2	9	8	5	3	8	8	10	0

As regards the optimum, that degree of temperature may be considered as the most favourable at which the sum total of the germination per cent and

that which on the first day is the highest, and where germination ensues quickly and takes the shortest time. Of course, the most conclusive is the number of grains that have maximally germinated. On the basis of all these, the optimum degree of temperature for the germination of the four investigated varieties can be determined as follows :

Bánkúti 1201	15° C	Székács 1055	10° C
F. 481	15° C	UN. 2	10° C

It is evident that these values do not tally with the majority of data in the literature and the varieties cannot be treated indiscriminately either, as is to be seen in several cases. The results of the investigations gave rise to the following considerations.

a) The "cardinal" points of wheat varieties, particularly the optimum temperature, cannot be expressed with one value. It would be desirable to investigate for all the wheat varieties the kinds of variation of the temperature (and other) "cardinal" points.

b) The sowing of varieties must conform to the optimum degree of temperature and it is not advisable to sow too early the wheat varieties with a low "cardinal" point, because the percentage value of germination would be unfavourable, a great number of grains would be destroyed by the saprophytic fungi.

c) The power of germination of varieties should not be judged according to a given norm, but the optimum degree of temperature for the variety should be considered as decisive in this respect. Each variety should be investigated for its power of germination at its optimal degree of temperature.

3. Water intake of grains and the gain in weight during germination

Investigations were conducted with a view to observing how much gain in weight is shown by the grains — soaked in water for 24 hours — of the selected wheat varieties and what changes occur in the weight during the four days of germination.

It seemed of interest to investigate whether differences are shown in the water absorbing capacity of the most important home wheat varieties and how these differences become modified at the different degrees of temperature. In the experiments we used the method which ensures the possibility of the quickest water intake. According to NOSATOVSKIJ [7], "the caryopsis absorbs moisture most rapidly if it is soaked in water". Therefore, we soaked the caryopses in water for 24 hours at diverse temperatures and measured the rate of the water intake with the gain in weight. The results were as follows :

Variety	Weight increase as percentage of the weight of the air-dry grain							
	5	10	15	20	25	30	35	40° C
B. 1201.....	26,3	29,8	37,6	45,2	50,6	55,9	57,5	59,5
F. 481	5,3	24,9	34,9	44,0	46,1	55,3	56,2	57,1
Sz. 1055	28,6	31,7	37,1	42,8	45,0	50,9	52,6	56,8
UN. 2	24,2	29,5	38,2	47,6	48,5	53,6	54,0	56,2

In general, our results tallied with the statement of NOSATOVSKIJ [7]: "The higher the temperature the more energetically does the grain absorb the moisture in the first days of its swelling." In fact the water intake of all the varieties occurs in a relatively uniform manner. Important differences, however, can be observed as to the varieties. It is striking in what slight degree the wheat variety F. 481 absorbs water at a low temperature, while with the rising of the temperature the water intake rapidly increases. This also goes to show that not only the percentage of germination but also the water absorption of this grain is influenced by the low temperature to a greater extent than that of other varieties. From 15° C on the differences between the varieties are not significant any more. The wheat variety F. 481 catches up with the weight increase of the other varieties.

We have also investigated the weight increase of the seedlings of seeds swollen, respectively, germinated on filter paper, and this was done by setting apart for each variety the small and the large seeds. The investigations were effected at a temperature of 20° C with constant illumination by incandescent light of 260 W, from a distance of 1 m. so as to avoid the etiolation of the seedlings. The values shown in the table below indicate the effective weight increase in terms of the percent of the weight of the air-dry grain. The changes in the weights were as follows:

Variety	Size of grain	1000 grain weight g	Daily gain of weight as percentage weight of the air-dry grain			
			1	2	3	4
B. 1201	small	26,5	11,1	23,4	183,9	276,5
	large	57,6	10,9	29,8	60,5	98,8
F. 481	small	19,2	11,0	130,6	293,0	441,0
	large	46,4	10,9	50,1	74,9	153,9
Sz. 1055	small	16,0	10,8	151,3	252,0	412,8
	large	46,4	11,8	53,4	105,3	147,4
UN. 2	small	15,0	11,1	158,5	304,4	456,2
	large	58,0	11,1	55,3	88,6	108,2

It is shown in the table that the percentile gain of weight of the seedlings of the small grains is considerably greater than that of large seeds. On the first day there is hardly any difference between the varieties. Only from the second day on does the gain of weight accelerate. By this time the differences between the seedlings of the small and large seeds become conspicuous, and the varieties differences too. The gain of weight of seedlings of small grains increases 13—15-fold (with the exception of the Bánkúti 1201 variety), while the seedlings of large seeds show a fivefold gain of weight. According to the data in the literature, the grain must attain — by water absorption — a gain in weight of 40 to 50% in order that germination may take an undisturbed course. On the third day this condition is attained for each variety and for each size of grain.

4. Germination of wheat grains in salt solutions of different concentrations

NOSATOVSKIJ [7] writes in his book: "among field conditions the process of swelling and germination is slower than in the moist sand, because there are always salts present in the soil solutions and the more there are the slower the process of swelling will be. That is the reason why swelling and germination are protracted on alkaline soils." At the experimental station of Bezenesuk the water-absorbing capacity and the germination of the grain of the Bjeloturka wheat variety has been investigated under the effect of NaCl and KCl salt solutions. We considered it likewise important to study the germination of home varieties in diluted salt solutions. We used NaCl and KCl salt in solutions of 0,1, 0,25, 0,50, 1,0, 1,5, 2,0, 2,5 and 3,0% of concentration. The experiments were made in thermostat chambers of optimum temperature. Seeds from three different crop areas were made to germinate in the salt solutions (Abaújszántó, Iregszemese, and Táplánszentkereszt). The results of the germination are shown on the Table on p. 267.

This goes to show that on the whole the varieties react to the salt solutions of different concentration independently of the crop area. Salt solutions of 0,1 to 1,0% influence only slightly the germination of wheat varieties. In general the germination per cents are above 90% for the seed of each crop area and of each variety. Above 1% the values of the Bánkúti 1201 variety already decrease. With a salt solution of a 1,5% concentration the varieties — with the exception of the Bánkúti 1201 variety — are still above 90% or near to it. At 2% the values of all the varieties change. The values of the varieties Bánkúti 1201 and Székács 1055 considerably decrease, the values of the wheat F. 481, however, are still above 70%, and somewhat lower values develop for the UN. 2 variety. With additional per cents a rapid decrease in values is to be observed, in fact with salt solutions of 3% concentration germination takes place only in a few per cents. Among the varieties F. 481 is outstanding for its resistance

Variety	Germination % in NaCl solutions of							
	0,1	0,25	0,50	1,0	1,5	2,0	2,5	3,0 cc %
A) With seeds originating from Abaujszántó								
B. 1201	100,0	100,0	98,0	91,7	63,0	38,0	33,3	3,3
F. 481	100,0	99,7	99,7	98,3	97,7	93,7	88,6	13,0
Sz. 1055	99,7	99,0	98,3	96,3	95,3	28,7	28,3	3,3
UN. 2	99,7	99,7	98,7	97,7	97,7	70,7	55,0	10,0
B) With seeds originating from Iregszemse								
B. 1201	100,0	99,0	95,0	93,3	91,7	46,7	10,9	3,5
F. 481	100,0	100,0	97,7	96,7	95,0	76,7	69,7	10,7
Sz. 1055	100,0	99,3	99,3	99,0	99,0	51,3	19,7	8,3
UN. 2	98,6	98,3	95,3	93,3	89,0	61,7	49,0	4,0
C) With seeds originating from Táplánszentkereszt								
B. 1201	96,0	89,6	89,5	86,0	85,0	70,7	29,0	2,0
F. 481	99,7	99,3	98,0	92,3	91,3	84,0	60,3	8,0
Sz. 1055	99,7	97,3	97,0	97,0	95,3	83,0	52,0	5,3
UN. 2	99,6	99,0	98,3	96,7	94,0	78,0	40,7	7,0

to salt. The variety UN. 2 follows after. It is striking, how slight is the resistance to salt of the Bánkúti 1201 variety.

At the time of our investigations we also tried to observe whether the grains inhibited with higher salt solutions germinate in cases where the salt solutions were washed off their surface and they were transferred into distilled water or whether the salt solution had a toxic effect upon them. We noticed that in any case the germination per cent increased and that nearly always the best per cents developed at a 1,5% concentration, from then on the germination per cent gradually decreased, but even with a salt solution of 3% the seeds germinated in at least 50%. Hence with the increase of the degree of concentration, the toxic effect of the salt solutions upon the grains gradually increases and thus the percentage of germination always lessens.

Our investigations confirm the data of NOSATOVSKIJ [7], reported in the literature (ABRAMOVICH), according to which "a salt solution of higher concentration delays the germination of the caryopsis". In fact up to a concentration of 1,5% germination commenced on the third day, in the case of salt solutions of 2,0 and 2,5% concentration only on the fourth day, whereas in a salt solution

of 3,0% only on the fifth and sixth days. From this point of view no difference between the varieties could be observed, all of them behaved alike.

NOSATOVSKIJ [7] reports also that potassic salts, particularly the solutions of KNO_3 , exercise a stimulating effect on the germination of the caryopsis. We have observed too that, though a slighter stimulation could be ascertained, in a higher concentration it inhibits germination just as the common salt. Compared with common salt, the percentage of germination is somewhat higher. Out of our investigations we shall relate only the effect of KCl solutions above a concentration of 1,5%.

Variety	Percentage of germination in KCl solutions of			
	1,5	2,0	2,5	3,0 % cc
B. 1201.....	65,0	63,0	57,6	7,6
F. 481	62,0	60,0	52,6	8,2
Sz. 1055	98,3	98,0	98,0	19,6
UN. 2	92,6	85,3	47,6	33,6

Great divergencies are to be found in the behaviour of varieties in relation to potassium salts. Thus, the percentage of germination of the Székács 1055 variety is strikingly high as compared to the other varieties, only the UN. 2 variety exceeds it in the salt solution of 3,0%.

NOSATOVSKIJ [7], in his book, writes as follows: "The experiments show that the osmotic pressure of the salt solution influences the amount of water taken up in a unit of time." The inhibitive effect of salt solutions on germination, as a rule, is attributed to the degree of concentration of the solutions. With a view to studying this question we set up a series of experiments with glycerine solutions of similar concentrations. The results relevant to germination were as follows:

Variety	Percentage of germination in glycerine solutions of							
	0,81	2,05	4,10	8,21	12,32	16,42	20,53	24,64 atm. cc
Bánkúti 1201	98,3	90,7	90,3	84,3	83,7	75,0	59,7	51,6
F. 481	99,0	98,7	98,3	97,7	93,3	90,0	82,3	82,3
Székács 1055 .	99,3	98,3	98,3	97,7	91,7	87,0	69,3	63,7
UN. 2	99,3	98,3	98,0	96,3	94,0	77,0	60,7	44,7

Let us compare the results obtained with NaCl-solutions (the mean values of the three crop areas) with the results in the above Table.

Variety	Percentage values of germination in NaCl solutions of							
	0,1	0,25	0,5	1,0	1,5	2,0	2,5	3,0 cc %
B. 1201.....	98,7	96,2	94,1	90,3	76,5	51,8	24,4	2,9
F. 481	99,9	99,6	98,4	95,7	94,6	84,8	72,8	10,5
Sz. 1055	99,8	98,5	98,2	97,5	96,5	54,5	33,3	5,6
UN. 2	99,3	99,0	97,4	95,9	93,5	70,1	48,2	7,0

On comparing the two tables it appears that the variety B. 1201 shows in both solutions an early sensitivity to the increase of the concentrations. Accordingly, this variety is particularly sensitive to the osmotic values. While in the other varieties a germination value falling below 90% can be observed only in solutions from a concentration of 12 atm. upwards, the variety B. 1201 already decreases at a value of 8 atm. It is interesting to note that — in solutions of a concentration exceeding 1.5% cc — the decrease of the percentage of germination is for all varieties more energetic in the salt solutions than in the corresponding glycerine solutions. This goes to show that it is not only the osmotic effect that reduces the percentage of germination but also the toxic effect of the salt solution. This is especially conspicuous in the case of the salt solution of 3.0% where between the two kinds of solutions a 6 to 15fold difference in value presents itself. It can be ascertained that the wheat variety F. 481 is the least sensitive not only to the osmotic values of the solution but also to the toxic effect of the salt solution. All these results show that the F. 481 wheat should have a rather satisfactory germinating power even in salt containing soils. The dominant character of this property of the F. 481 wheat is proved by the behaviour of the UN. 2 wheat. According to the data in the Table, the UN. 2 wheat follows closely behind the F. 481 wheat as to its values. Its behaviour is explained by its origin. Its breeder, KÁROLY UDVAROS, obtained this variety through crossing the F. 481 and Bánkúti 1201 varieties. It may be safely stated that the UN. 2 variety inherited its considerable resistance to salt from its F. 481 parent, albeit this faculty had been somewhat vitiated by its other parent, Bánkúti 1201.

It seems to be interesting to compare our own results with those obtained in the field. KÁROLY UDVAROS carried out, in 1955—1956, comparative experiments with the investigated wheat varieties, all but the Székács 1055 variety, on the alkaline soil of the Hortobágy. The yield of q/cadastral yoke (1,42 acres) for the different varieties was as follows (communication by letter): 5,26 q for F. 481, 8,28 q for UN. 2/152 D and 1,74 q for Bánkúti 1201. It is evident that the varieties F. 481 and UN. 2 yielded a considerable crop on the alkaline soil, whereas the Bánkúti 1201 variety fell far behind them. We do not try to find connections between the laboratory and field experimental data, nevertheless, an unequivocal accord between the data is obvious. The fact that the yield of

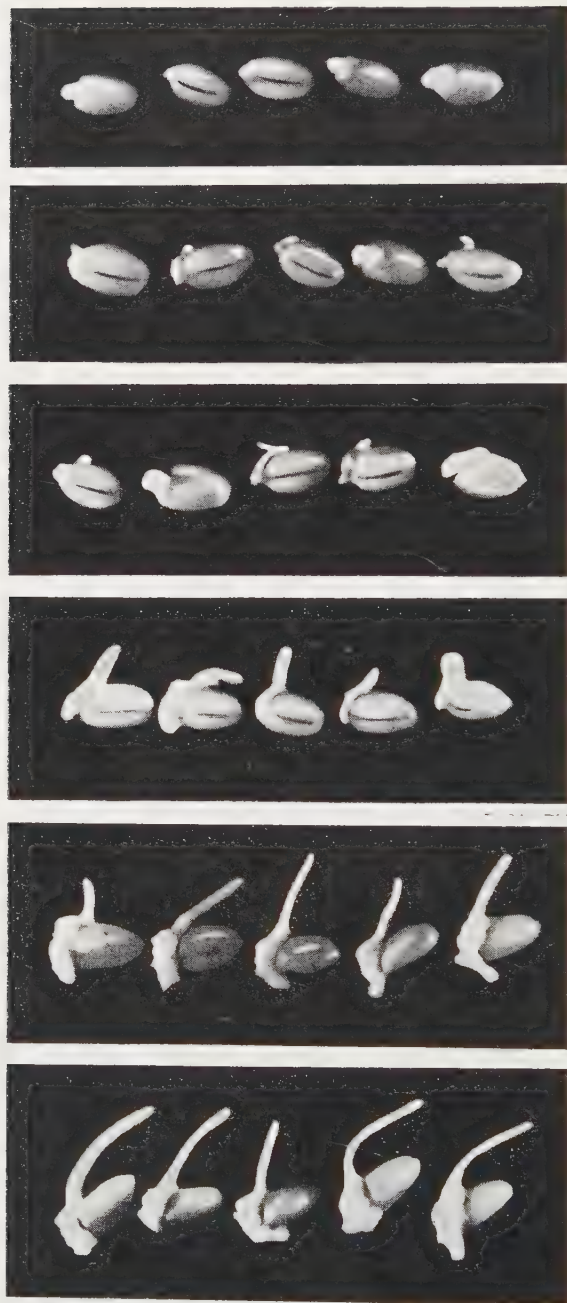


Fig. 1. The 14-day old seedlings of the Bánkúti 1201 wheat in "dicopur"solutions of different degrees of concentration. The effect of the increase of the concentration and the inhibiting effect upon the development of the seedling are well visible. Photo J. Zsolt

the new improved strain UN. 2/152 D is larger than that of the F. 481 variety, can be probably regarded as the result of breeding work and means an improvement as compared with the original initial material.

5. Studies of germination in "dicopur" (2-4-D) solutions

In agricultural practice "dicopur" (2-4-dichlor-phenoxy-acetic acid) is frequently used as herbicide. We investigated the action of "dicopur" solutions of different degrees of concentration upon the germination of wheat varieties. In the experiments we used solutions of 0,5, 1,0, 2,0, 3,0, 4,0 and 5,0 per mille. In spite of the fact that the "dicopur" had been stored for several years, we observed an energetic inhibition of germination and even a morphological inhibition. Hence "dicopur" retains for years the unfavourable effect exercised upon the germination of wheat. In the following we demonstrate the effect shown in the percentage of germination:

Variety	The effect on the percentage of germination of "dicopur" solutions of					
	0,1	1,0	2,0	3,0	4,0	5,0 per mille
B. 1201.....	95,3	80,7	58,7	50,7	29,0	28,0
F. 481	99,3	99,0	92,3	92,3	83,2	76,0
Sz. 1055	90,3	88,0	69,0	27,3	13,7	6,7
UN. 2	99,0	98,7	98,7	97,0	96,3	76,3

It is evident that the UN. 2 wheat variety is the most resistant to "dicopur", whereas the least resistant to solutions of a higher degree of concentration is the Székács 1055 wheat. The Bánkúti 1201 wheat again attracts notice with its high sensitivity, while the F. 481 wheat proved to be fairly resistant. In this experiment it is rather the toxic effect of the drug that asserts itself, seeing that we have to deal with very weak solutions only, implying that the osmotic effect cannot assert itself.

The morphological effect of "dicopur" solutions upon seedlings was also remarkable. We observed (see Fig. 1) that a very weak solution of "dicopur" inhibits the development of the seedling root, in fact, a granulation of tissue appears in its place. A solution of up to about 2 per mille does not inhibit the growth of the seedling shoot, but concentrations of a higher degree, actually even the 2 per mille solution considerably influence the development of the seedling shoot.

Our data tally with the data reported in the literature (recapitulative article by ZOLTÁN BARABÁS [1]), which ascertained for other plants the effect exercised by "dicopur" upon seedlings. The investigations are of practical

importance too, because in view of the eradication of young weeds and seedlings "dicopur" is administered also simultaneously with sowing. Consequently, attention must be called to the dangerous nature of this procedure. The table relevant to germination published in the paper draws attention to yet another interesting fact. The sensitivity of the different wheat varieties is very divergent. On this basis it would seem to be worth while to consider the breeding of dicopur-resistant wheat varieties. Varieties could be produced which would tolerate "dicopur" in higher concentrations even in their earliest phase and thus production of weedless wheat might be made less expensive and more effective.

Summary

1. The authors have carried out investigations with four important home wheat varieties from the aspect of several questions relevant to germination. The experiments dealt with the determination of the optimum temperature ("cardinal" points) for germination, the rate of water uptake of the grains, the gain in weight during germination, the trend of germination of wheat varieties in salt solutions of different degrees of concentration and in weak solutions of "dicopur" (2-4-dichlorfenoxi-acetic acid). The results were as follows:

2. The optimum degrees of temperature for the germination of the investigated wheat varieties are not alike, and they are at variance with the data reported in the literature. The optimum temperature for the germination of the Bánkúti 1201 and F. 481 wheats is 15° C, whereas that for the Székács 1055 and the UN. 2 wheats is 10° C. The clearing up of the question is of very great importance from the point of view of both the investigations into germination (classifications) and the period of sowing.

3. The water intake of the caryopses (by soaking in water for 24 hours) is increased by the temperature, in so far as the swelling of the seeds is more intense at a higher temperature, while at a lower temperature this is of a slighter degree. The water intake of the small grains is much more energetic in the course of germination than that of large grains. There are differences among the varieties also in regard to the intensity of their water absorption.

4. The NaCl and KCl salt solutions in concentrations of 0,1, 0,25, 0,5, 1,0, 1,5, 2,0, 2,5 and 3,0% influence the percentage of germination, only slightly in the low concentrations and more energetically in the high ones. The least sensitive to salt solutions is the F. 481 wheat, whereas the B. 1201 wheat proved to be more sensitive. KCl salt solutions stimulate germination in a small degree, although the inhibiting effect of salt solutions upon germination is ascertainable. This effect, however, is slighter than that of the NaCl salt solution. We have examined whether the effect of salt solutions may be attributed to the degree of concentration or to the toxic effect. After the washing of grains kept in solu-

tions of a higher degree of concentration, a reduced % of germination was obtained, this was, however, considerably higher than that observed in salt solutions. Germination taking place in glycerine solutions of similar concentrations proved that though the osmotic pressure of the solution influences germination, the decreases in value are not so great as in the salt solutions. Thus the inhibiting effect of salt solutions upon germination may be attributed, on the one hand, to the degree of concentration and, on the other, to the toxic effect.

5. The 2-4-dichlorophenoxy-acetic acid ("dicopur") exercises a considerable inhibiting effect upon the wheat varieties, even when the drug has been stored for several years. Dicopur solution in all degrees of concentration inhibits considerably the development of the seedling root and in a higher concentration it inhibits even the seedling shoot. It is by no means advisable to apply dicopur simultaneously with sowing and the germinating caryopses must be protected from its effect. The breeding of dicopur-resistant varieties should be very promising.

REFERENCES

1. BARABÁS, Z.—MRS. Z. BARABÁS: (1955) Regulátorok (szabályozó anyagok) felhasználása a gyomirtásban. (Application of growth-regulators in weed eradication.) *Növénytermelés* Tom. 4, No. 2, p. 257—279.
2. JAKUSKIN, I. V.: (1950) *Növénytermelés* (Plant production) (Hungarian edition.) Mezőgazdasági Kiadó, Budapest.
3. KREYBIG, L.: (1953) *Az agrotechnika tényezői és irányelvei*. (Factors and guiding principles of agrotechnics). Akadémiai Kiadó, Budapest.
4. LÁNG, G.: (1954) *Növénytermelés*. (Plant production.) Mezőgazdasági Kiadó, Budapest.
5. MAXIMOV, N. A.: (1951) *A növényélettan rövid tankönyve*. (A short textbook of plant physiology.) (Hungarian edition.) Tankönyvkiadó, Budapest.
6. MOLISCH, H.: (1922) *Pflanzenphysiologie als Theorie der Gärtnerei*. 5. Aufl. Fischer, Jena.
7. NOSATOVSKIJ, A. I.: (1951) *A búza* (The wheat; Hungarian edition.) Mezőgazd. Kiadó, Budapest.
8. WALTER, H.: (1950) *Grundlagen des Pflanzenlebens* I. 3. Aufl. Ulmer, Stuttgart.

DER NITROGENSTOFFWECHSEL IN DER JUNGEN WURZEL UND IM SPROSS

I. EIWEISSSTOFFWECHSEL

Von

M. MARÓTI

PFLANZENPHYSIOLOGISCHES INSTITUT, BUDAPEST UND BIOLOGISCHE STATION, ALSÓGÖD,
DER L. EÖTVÖS UNIVERSITÄT

(Eingegangen am 5. IV. 1957)

Die junge Wurzel und der Spross weichen sowohl hinsichtlich ihrer Morphologie und Anatomie als auch ihrer Funktion stark voneinander ab, also wäre es zu erwarten, dass sich auch in ihrem Stoffwechsel wesentliche Unterschiede bemerkbar machen. Am wenigsten bekannt ist natürlich die Gleichartigkeit bzw. die Ungleichartigkeit des Stoffwechsels der beiden Organe, da diesbezügliche vergleichende Untersuchungen bisher kaum durchgeführt worden sind. Analysen der einzelnen Organe, vor allem Untersuchungen über den Stoffwechsel der Wurzel finden sich jedoch häufig in der neueren Fachliteratur [3, 7, 19, 25, 26, 27, 31, 46, 47, 53, 56, 57].

Der Vergleich der Ergebnisse der an der Wurzel und am Spross gesondert durchgeführten Versuche ist, schon wegen der unterschiedlichen Zwecke und Methoden der Untersuchungen, mit grossen Schwierigkeiten verbunden.

Im Laufe der Untersuchungen der meristematischen Regionen der jungen Pflanze, haben wir den Stoffwechsel der Wurzel und des Sprosses von mehreren Gesichtspunkten aus verglichen. So konnten wir feststellen, dass die zytologischen Kennzeichen (Vermehrung der Zellenzahl, Differenzierungsgeschwindigkeit, Teilungsgeschwindigkeit, Ablauf des Teilungszyklus) günstiger in der Wurzel sind als im Spross [29, 30, 41, 42, 43]. Das gleiche Bild zeigt auch das Verhältnis des Längenwachstums und der Stoffzunahme der Organe [29, 30, 42]. Diese verschiedenen zytologischen Veränderungen werden auch durch die Gestaltung des Phosphor- und Nukleinsäurestoffwechsels der Organe bekräftigt [28, 29, 42, 51].

Die zytologischen und Stoffzunahmeverhältnisse weisen auf den Wachstums- und Entwicklungsstoffwechsel der Organe bloss hin, beleuchten aber ihr Wesen nicht vollständig. Die biochemischen Ursachen der Entwicklung müssen ausser im Nitrogenstoffwechsel auch in der Nitrogen- oder vielmehr in der Eiweiss-synthese gesucht werden [5, 8, 9, 10, 16, 32, 36, 39, 45].

Im vorliegenden Aufsatz soll — an unsere früheren Arbeiten eng anschliessend [28, 29, 30, 41, 42, 43, 51] — der Nitrogenstoffwechsel in der Wurzel und im Spross der jungen Pflanze untersucht werden. Deshalb stellten wir uns das Ziel die weiteren Unterschiede zwischen der Wurzel und dem Spross, sowie

deren Ursachen eingehend zu untersuchen, um die wahre Rolle der Organe zu erfassen.

Material und Methode

Um einen Vergleich zwischen dem Nitrogenstoffwechsel der Wurzel und des Sprosses der jungen Pflanzen durchführen zu können, mussten wir ein Versuchsmaterial, eine Zuchttechnik sowie eine analytische Methode solcher Art wählen, die zur Lösung dieser Aufgabe als geeignet erschienen. Folglich eine Versuchspflanze, deren beide apikale Regionen in einer sterilen Organkultur auf demselben Nährboden und unter denselben Versuchsbedingungen befriedigend wachsen.

Als Versuchsmaterial wurde die Landsorte »Cukorpaszuly« *Phaseolus vulgaris* verwendet, da diese schon im trockenen Samen über eine genügend entwickelte Plumula und Radicula verfügt. Ferner können die Wurzel- und Sprosssteile in jedem Entwicklungszustand leichter erkannt und losgelöst werden. Zum Versuch wurden stets einjährige, gleich grosse, gesunde Samen eingestellt, deren reine Zucht wir selber durchgeführt haben.



Abb. 1. Ventilation der Samen nach Sterilisation in einer wässrigen Bromlösung

Die gesunden Samen zu den sterilen Organkulturen wurden vor der Ankeimung 10 Minuten hindurch in einer 1%igen wässrigen Bromlösung desinfiziert [1, 14, 19]. Nach der Desinfizierung wurde das Brom durch eine 48stündige Ventilation in steriler Atmosphäre entfernt (Abb. 1). Die derart behandelten Samen wurden zur Ankeimung in vorher sterilisierte, Nährboden enthaltende Petrischalen übertragen. Die Petrischalen wurden, gesondert eingepackt, in einem Heissluftsterilisator 1 Stunde lang bei einer Temperatur von 140 C° desinfiziert. Die Keimung erfolgte auf einem Nährboden der die Whitesche mineralische Stammlösung, 1% Agar-Agar, 2% Saccharose und Hefeextrakt enthielt [56] und vorher in Reagenzgläser verteilt, 20 Minuten lang unter einem Druck von 1,2—1,3 atm im Autoklaven sterilisiert wurde. Von dem entkeimten Nährboden übertrugen wir je 50 ml in je eine Petrischale in einem Durchmesser von 12 cm, die dann, je nach der Zeit der Keimung, mit 10 bis 30 sterilisierten Samen beschickt wurden. Sowohl die Vorbereitungen zur Keimung der Samen, als auch die späteren Isolierungsarbeiten wurden in einem zeitgemässen, sterilen Zimmer mit konditionierter Luft und mit sterilen Geräten durchgeführt. Die Sterilisation des Zimmers erfolgte mit einer in 96%igem Alkohol aufgelösten 0,5%igen Oxychinolinlösung (Niederschlagen durch Spritzen) und mit Quarzlicht (30 Minuten, 500 W, Hanau). Die Geräte wurden zum Teil durch Auskochen, zum Teil durch eine Flamme gezogen in 96%igem Alkohol entkeimt. Die Keimung dauerte 2—4—6 Tage in einem auf 27—28 C° eingestellten Thermostaten mit Glastüre unter natürlichen Lichtverhältnissen. Wir haben sowohl

während der Keimung als auch während der Inkubation die durch die Lichtverhältnisse möglicherweise entstehenden Fehlermöglichkeiten sorgfältig vermieden.

Nachdem die Samenschale von den ausgekeimten Samen entfernt war, wurde ein Teil der Keimlinge — Variant A — je nach Organ analysiert (je nach der Grösse der Organe 50—100 Stück). Von dem anderen Teil wurden Wurzel- bzw. Sprosssezisionen hergestellt — Variant C — die noch 6 Tage lang auf einem entsprechend sterilisierten zucker- (2%ige Saccharose) und vitaminhaltigen Whiteschen, 2%, Agar-Agar enthaltenden Nährboden, einzeln in Reagenzgläser verschiedener Grösse (Abb. 2), oder mehrere zusammen in Petrischalen (14 cm \varnothing) weitergezüchtet



Abb. 2. Isolierte Sprosskulturen in normalen Reagenzgläsern (je eine Einteilung des auf dieser Abb. neben dem Reagenzglas aufgenommenen Massstabes entspricht 1 cm)

wurden (Abb. 3). In die normalen Reagenzgläser wurden 10 ml, in die grossen Reagenzgläser und in die Petrischalen 40 ml Nährboden gelegt. Von der ursprünglichen Zusammensetzung der Whiteschen Lösung sind wir insofern abgewichen, dass wir Eisen in Form von Ferrizitrat dem Nährboden hinzugaben. Von den Vitaminen haben wir Niazin, Pyridoxin und Thiamin benutzt. Das pH des benutzten Nährbodens lag zwischen 4,8 und 5,4.

Die Länge der Organe, das Frischgewicht, der Trockensubstanzgehalt, die Vermehrung der Zellenzahl der Organe, sowie die Veränderungen der Phosphor- und Eiweissfraktionen und die qualitative Zusammenstellung der freien Aminosäuren wurden sowohl nach der Keimung (Abb. 4, 5, 6, 7) als auch nach der 6tägigen Inkubation (Abb. 8, 9, 10) gemessen. Die 6tägige Zuchtperiode wurde darum gewählt, weil während dieser Zeit die Nährlösung noch zur Ernährung der einzelnen Organe genügte und die Sprosskulturen noch keine Wurzeln schlugen. Die verschieden lange Keimungszeit hingegen bezweckte eine leichtere Kontrolle des Beginns des Aufbaues der Nuklein- und Eiweisssubstanzen. — Die vorliegende Arbeit befasst sich — wie schon erwähnt — lediglich mit dem Nitrogenstoffwechsel in der Wurzel und im Spross. Die Wurzel wurde unmittelbar unterhalb des Hypokotyls und der Spross an der Ursprungsstelle der Keim-



Abb. 3. Isolierte Wurzelkulturen in einer Petrischale



Abb. 4. Bohnenkeimling nach einer 2-, 4-, 6 tägigen Keimung auf sterilem Nährboden



Abb. 5. Spross des 2, 4, 6 Tage lang gekeimten Bohnenkeimlings

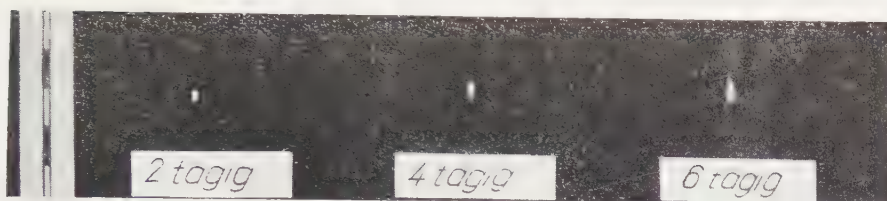


Abb. 6. Spross (ohne primäre Laubblätter) des 2, 4, 6 Tage lang gekeimten Bohnenkeimlings

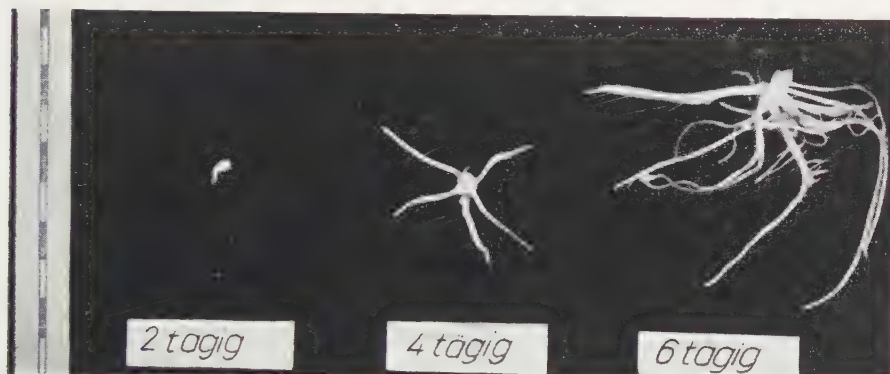


Abb. 7. Wurzeln des 2, 4, 6 Tage lang gekeimten Bohnenkeimlings

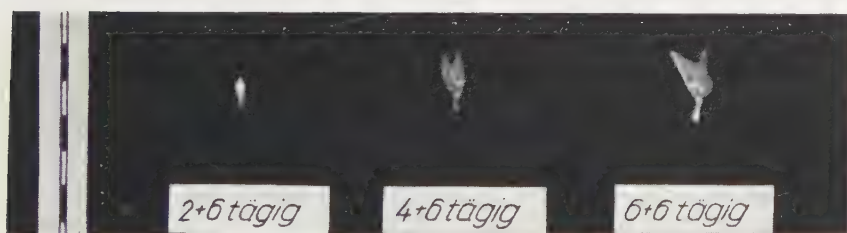


Abb. 8. Isolierter Spross des Bohnenkeimlings in steriler Kultur. Am Ende der 6tägigen Isolation nach der Keimung (2, 4, 6 Tage)

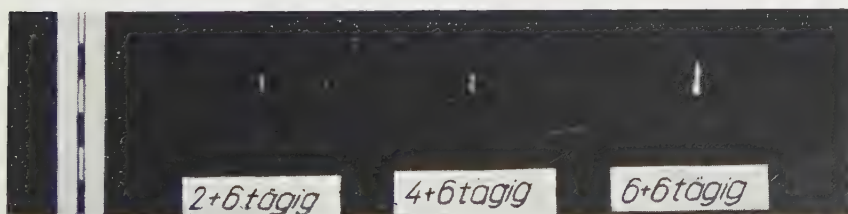


Abb. 9. Isolierter Spross (ohne primäre Laubblätter) des Bohnenkeimlings

blätter abgelöst. Die Angaben des primären Laubblattes, da das schon im trockenen Samen einen entwickelten Zustand aufweist, haben wir auch gesondert dargestellt und sie beim Vergleich der auf die Wurzel und den Spross bezüglichen Ergebnisse nur in einzelnen Fällen zum Spross gerechnet. Sein Entwicklungsrhythmus sowie die Stoffwechselverhältnisse des Hypokotyls und des Keimblattes sollen in einer anderen Arbeit erörtert werden. In den obenerwähnten Versuchsvarianten haben wir das Gesamtnitrogen und das lösliche N bestimmt und das unlösliche N aus dem Unterschied zwischen den zwei Werten berechnet. Bei der Bestimmung des Gesamtnitrogens wurden die zu untersuchenden Organe bei einer Temperatur von 100 C. abgetötet (5 Minuten) und nachher in einem auf 60 C. eingestellten Thermostaten getrocknet, um die Zersetzung einzelner nitrogenhaltiger Verbindungen zu verhindern. Durch die schwefelsaure Zerstörung der auf diese Weise behandelten Substanz wurde das in organischer Bindung befindliche Nitrogen in Ammoniak umgewandelt, das nach Neutralisierung (durch NaOH) und Hinzugabe eines Gummiarabikumstabilisators, auf Grund seiner, auf den Nesslerischen Reagenten erhaltenen Farbenreaktion, photometrisch gemessen werden kann. Das Photometrieren erfolgte gleichfalls

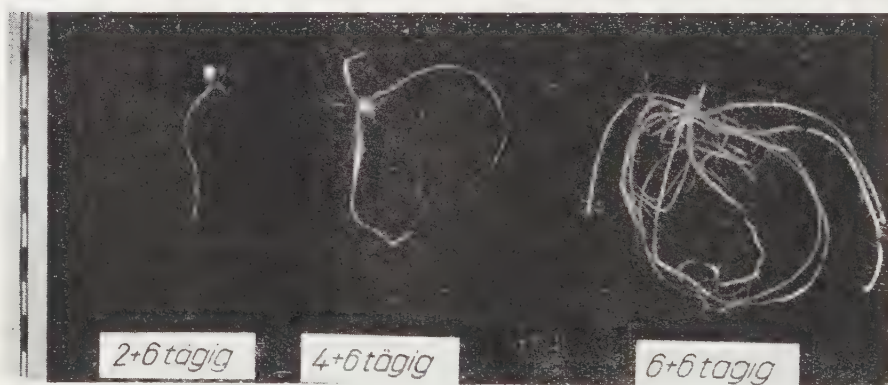


Abb. 10. Isolierte Wurzeln des Bohnenkeimlings in Sterilkultur. (Eine Einteilung des auf Abb. 4—10 aufgenommenen Massstabes entspricht 1 cm)

mittels eines PULFRICH-Photometers, auf einem S_{12} igen Filter. Die erhaltenen Angaben haben wir mit Hilfe einer Standardkurve bewertet.

Das lösliche N wurde mittels eines 70%igen Alkohols extrahiert. In so einer Alkoholkonzentration präzipitieren nämlich die Eiweiße, während die beweglicheren N-Formen, solche sind die Aminosäuren, das Glutatin, und andere Polypeptiden, gut lösbar sind. Die präzipitierten Eiweiße haben wir aus dem Homogenisat der in 70%igem Alkohol verriebenen frischen Organe durch Zentrifugieren entfernt. Die Menge des aus den benutzten Stammlösungen nach der schwefelsauren Zerstörung bestimmten Ammoniaks, liefert die Menge des sog. löslichen Nitrogens [12, 24, 44, 52].

Die Resultate die sich aus je zwei Messungen die in drei Parallelen durchgeführt wurden, also aus dem Durchschnitt von 6 Messungen ergaben, wurden zum Teil auf je ein Organ umgerechnet und zum Teil auch auf den Trockensubstanzgehalt und auf je eine Zelle bezogen. In den Tabellen ist die statistische Bewertung der Messungen verzeichnet [50].

Versuchsergebnisse

Zur Feststellung der Nitrogenfraktionen wurden die Wurzel und der Spross nach der Keimung (A) und in ekzidierten Organkulturen (C) untersucht. Die Versuchsergebnisse sind in den Tabellen I—II und in den Abbildungen 11, 12, 13 angegeben.

Der Gesamtnitrogengehalt der Wurzel und des Sprosses haben während der Keimungszeit (A) eine sehr bedeutende Erhöhung aufgewiesen (Tabelle I, Abb. 11). Vom zweiten bis zum sechsten Tag erhöht sich das Gesamtnitrogen in der Wurzel auf mehr als das Siebzigfache (von 72,0 γ auf 5400,0 γ), wogegen diese Erhöhung beim Spross lediglich etwa das Zehnfache (von 62,5 γ auf 625,0 γ) beträgt. Diese Erhöhung ist hauptsächlich in der Wurzel auffallend, deren

Ausgangswert bloss um ein geringes den des Sprosses übertraf (72,0 γ und 62,5 γ), am Versuchsende hingegen achtmal höher war (5400,0 γ und 625,0 γ). Parallel mit der Zunahme des Gesamtnitrogens steigt auch die Menge der lösbaren wie auch die der unlösbaren (Eiweiss) Fraktionen, und das quantitative Verhältnis der zwei Komponenten bleibt auch bei den einzelnen Organen die gleiche. Die Nitrogenzunahme der Wurzeln hat auch die Nitrogenerhöhung des ganzen epikotylen Teiles (wenn auch die Angaben des primären Laubblattes zu denen des Sprosses hinzugefügt werden) um das Zwei- bis Dreifache übertroffen. Das Wachstumsverhältnis des Nitrogengehaltes des primären Laubblattes bildet einen Übergang zwischen der Wurzel und

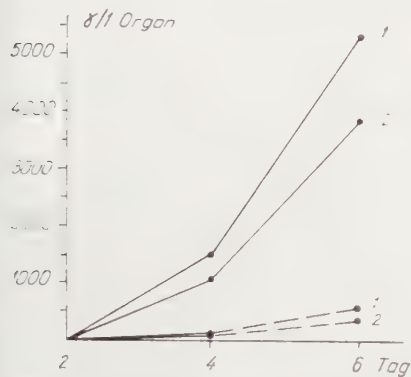


Abb. 11. Veränderung des N-Gehaltes der Organe des Bohnenkeimlings nach der Keimung (A). Ordinate: Auf ein Organ bezogener N-Gehalt in γ . Abszisse: Lebensalter des Keimlings in Tagen. — — — Wurzeln, — — — Spross. 1. Gesamt-N-Gehalt, 2. Unlösbarer (Eiweiss)-N-Gehalt

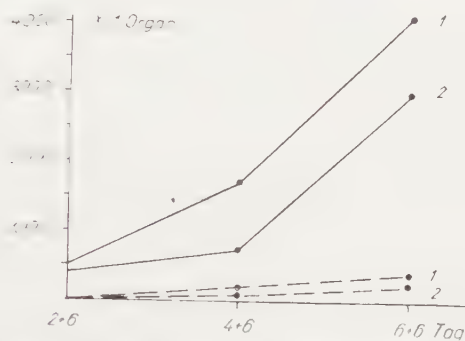


Abb. 12. Die Veränderung des N-Gehaltes der Organe des Bohnenkeimlings in exzidierten Organkulturen (C). Ordinate: Auf ein Organ bezogener N-Gehalt in γ . Abszisse: Lebensalter des Keimlings in Tagen. — — — Wurzeln, — — — Spross. 1. Gesamt-N-Gehalt, 2. Unlösbarer (Eiweiss)-N-Gehalt

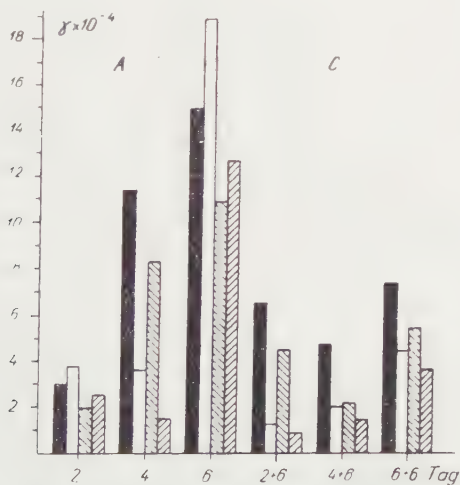


Abb. 13. Der auf eine Zelle berechnete Gesamt-N- und unlösbarer (Eiweiss) N-Gehalt in den Organen des Bohnenkeimlings in einer Sterilkultur, nach Keimung (A) und Isolierung (C). Ordinate: $\lambda \cdot 10^{-4}$ / 1 Zelle. Abszisse: Lebensalter des Keimlings in Tagen. ■ Gesamt-N-Gehalt im Wurzelsystem, □ Gesamt-N-Gehalt in dem Spross, ▨ Unlösbarer (Eiweiss) N-Gehalt im Wurzelsystem, ▨ = Unlösbarer (Eiweiss) N-Gehalt in dem Spross

dem Spross. Beim Vergleich der Vermehrungsgeschwindigkeit der Organe ist schon im ersten Augenblick ersichtlich, dass die Intensität des Stoffwechsels in der Wurzel bedeutend hochgradiger ist als im Spross.

Diese Feststellung wird auch durch die im Versuch C erhaltenen Ergebnisse bewiesen (Tabelle I u. Abb. 12). Die Nitrogenzunahme der exzidierten Organe zeigt aber bei weitem nicht

Tabelle I

Die Veränderungen des N-Gehaltes in den Organen des Bohnenkeimlings (*Phaseolus vulgaris* »Cukorpaszuly«) in steriler Kultur (γ (1 Organ). M — Mittelwert, δ = Streuung, m = Fehler des Mittelwertes

Versuchs- variante	Ver- suchs- zeit in Tagen	Organ	Gesamt-N			Lösbares-N			Unlösbares- N
			M	δ	m	M	δ	r.	
Nach der Auskeimung A	2	Wurzel	72,0	$\pm 0,2$	0,1	21,8	$\pm 0,2$	0,1	50,2
		Spross	62,5	$\pm 0,1$	0,0	13,3	$\pm 0,1$	0,0	44,2
		Blatt	75,0	$\pm 0,0$	0,0	13,0	$\pm 0,1$	0,0	62,0
	4	Wurzel	1554,0	$\pm 0,6$	0,0	429,8	$\pm 0,0$	0,0	1124,2
		Spross	116,2	$\pm 0,7$	0,4	72,2	$\pm 0,3$	0,1	44,0
		Blatt	362,5	$\pm 0,2$	0,1	42,5	$\pm 0,0$	0,0	320,0
	6	Wurzel	5400,0	$\pm 0,7$	0,3	1481,0	$\pm 1,1$	0,4	3919,0
		Spross	625,0	$\pm 0,2$	0,1	202,5	$\pm 0,1$	0,0	422,0
		Blatt	1138,8	$\pm 46,0$	23,0	528,8	$\pm 0,9$	0,4	609,9
Exzidierte Organe C	2 + 6	Wurzel	500,0	$\pm 0,0$	0,0	113,0	$\pm 0,9$	0,5	387,0
		Spross	57,1	$\pm 0,5$	0,3	15,0	$\pm 0,2$	0,1	41,6
		Blatt	57,8	$\pm 0,6$	0,3	15,0	$\pm 0,2$	0,1	42,8
	4 + 6	Wurzel	1755,0	$\pm 0,0$	0,0	1003,6	$\pm 4,1$	1,7	751,4
		Spross	126,7	$\pm 0,4$	0,2	33,8	$\pm 0,8$	0,3	92,9
		Blatt	178,7	$\pm 1,5$	0,7	172,2	$\pm 1,3$	0,4	6,5
	6 + 6	Wurzel	4084,4	$\pm 6,2$	3,1	1078,0	$\pm 7,9$	3,2	3006,4
		Spross	347,0	$\pm 0,8$	0,5	58,7	$\pm 0,4$	0,2	288,3
		Blatt	1300,0	$\pm 1,1$	0,5	74,6	$\pm 0,4$	0,2	1225,4

den Rhythmus den wir nach der Keimung beobachtet haben. Die Zunahme des Gesamt-N-Gehaltes in der Wurzel betrug nach der 2tägigen Keimung während der 6tägigen Inkubation das Siebenfache (von 72,0 γ auf 500,0 γ), nach der 4tägigen Keimung übersteigt er nicht um vieles die Ausgangsmenge (von 1554,6 γ auf 1755,0 γ), während der Zustand nach der 6tägigen Keimung geradezu einen höheren Wert zeigt als nach der Inkubationszeit (5400,0 γ und 4084,4 γ). Im Spross ist diese Abnahme noch ausgeprägter, der Gesamtnitrogengehalt nahm in der 6 - 6tägigen Analyse im Vergleich zu dem 6tägig gekeimten ungefähr zur Hälfte ab (von 625,0 γ auf 347,0 γ). Beobachtet man hingegen wie sich die Angaben der 2 - 6tägigen Inkubation bis zum 6 + 6tägigen Zustand gestalten, so ist ersichtlich, dass sich eine mässige Zunahme dennoch beobachten lässt. In 4 Tagen wächst die Wurzel von 500,0 γ auf das Achtfache an, in absolutem Wert auf 4084,0 γ , während der Spross von 57,1 auf 347,0 γ also auf das Sechsfache.

Auch beim primären Laubblatt ist diese Gewichtsänderung des Stickstoffs zu beobachten. Diese Abnahme des Gesamt-N-Gehaltes kommt bei beiden Organen sowohl in der löslichen als auch in der unlöslichen Fraktion zum Ausdruck.

Vergleicht man die Angaben der Versuchsvarianten, so wird ersichtlich, dass die absoluten Zahlen bzw. Verhältnisse der Analysen, Zeugnis für den intensiveren Stoffwechsel der Wurzel ablegen, selbst im Falle wenn die absoluten Zahlen an dem Ausgangszustand gemessen (A) keine Zunahme aufweisen. Sofern auch die auf die Trockensubstanz und auf je eine Zelle bezogenen Ergebnisse diese Feststellung bekräftigen, kann die synthetisierende Rolle der Wurzel von einer neuen Seite beleuchtet werden. Die den Stickstoffwechsel in relativen Zahlen zum Ausdruck bringenden Ergebnisse sind in Tabelle II zusammengefasst.

Tabelle II

Die Gestaltung des N-Gehaltes des Bohnenkeimlings (*Phaseolus vulgaris* »Cukorpaszuly«) in sterilen Kulturen

Versuchs- variante	Versuchszeit in Tagen	Organ	Gesamt-N in % des Trockengewichts	Unlösbares N in % des Gesamt-N	Gesamt-N Zelle ($\gamma \cdot 10^{-4}$)	Unlösbares N Zelle ($\gamma \cdot 10^{-4}$)
Nach der Auskeimung A	2	Wurzel	4,8	69,8	2,9	2,0
		Spross	7,8	70,6	3,7	2,5
	4	Wurzel	7,0	72,0	11,3	8,2
		Spross	5,8	38,0	3,5	1,3
	6	Wurzel	7,8	73,0	14,7	10,7
		Spross	—	67,5	(18,6)	(12,5)
Exzidierte Organe C	2+6	Wurzel	3,8	77,5	6,3	4,9
		Spross	3,2	73,0	1,1	0,8
	4+6	Wurzel	3,0	43,0	4,7	2
		Spross	—	73,0	2,1	1,5
	6+6	Wurzel	2,5	73,5	7,4	5,4
		Spross	5,7	83,0	4,4	3,6

Das im Prozent des Trockensubstanzgehaltes ausgedrückte Gesamt-N zeigt ein sehr abwechselungsreiches Bild. Zwischen den Angaben der beiden Organe kann kaum ein gesetzmässiger Zusammenhang festgestellt werden. In der nach der Keimung (A) vorgenommenen Analyse wechselt der N-Gehalt der Trockensubstanz zwischen 4,8–8,1%, in den exzidierten Organkulturen (C) aber zwischen 2,5–5,7%. Den grösseren Teil des Gesamt-N bildet fast überall das unlösliche oder Eiweissstickstoff. In den isolierten Organen (C) beträgt der Anteil des Eiweiss-N 43–77% (Wurzel) und 73–83% (Spross) des Gesamt-N, während er sich in den Kulturen von intakten Pflanzen (A) zwischen 69–73% (Wurzel) und 38–70% (Spross) bewegt.

Das auf die Zelle umgerechnete Gesamt-N und Eiweiss-N drücken wohl am besten den Stickstoffwechsel der Organe aus. Die nach der Keimung (A) durchgeführten Analysen zeigen, dass die Erhöhung des Nitrogengehaltes der einzelnen Zellen in der Wurzel stets intensiver ist, gleichviel ob das Gesamt-N oder das Eiweiss-N als Basis angenommen wird. Beim Gesamt-N erhöht sich der anfängliche Wert ($2,9 \cdot 10^{-4} \gamma$) in vier Tagen auf etwa das Fünffache ($14,7 \cdot 10^{-4} \gamma$). Doch auch beim Eiweiss-N ist das Ausmass der Erhöhung das gleiche ($2,0 \gamma \rightarrow 10,7 \cdot 10^{-4} \gamma$).

Aus den Angaben des Sprosses ist ersichtlich, dass sich in der gleichen Zeitspanne der Nitrogengehalt der einzelnen Zellen nicht erhöht (Gesamt-N $3,7 \rightarrow 3,5 \cdot 10^{-4} \gamma$ und Eiweiss-N $2,5 \rightarrow 1,3 \cdot 10^{-4} \gamma$). Es ist auch interessant zu beobachten, dass während nach der 2tägigen Keimung der Nitrogenanteil der Sprosszellen grösser ist als der der Wurzelzellen, sich nach der 4tägigen Keimung die Lage verändert, der Nitrogengehalt der einzelnen Wurzelzellen ist grösser (das Verhältnis ist 1 : 3).

In den Kulturen der isolierten Organe kann im allgemeinen beobachtet werden, dass sich im Vergleich mit dem entsprechenden anfänglichen Zustand (Variant A) der Nitrogengehalt in den einzelnen Organzellen nicht erhöht hat. In der Wurzel bewegt sich der Nitrogengehalt einer Zelle zwischen $4,7 \cdot 10^{-4} \gamma$ und $7,4 \cdot 10^{-4} \gamma$, während im Spross dieser Wert zwischen $1,1 \cdot 10^{-4} \gamma$ und $4,4 \cdot 10^{-4} \gamma$ wechselt. Der Nitrogengehalt einer Wurzelzelle ist also doppelt so hoch als der einer Sprosszelle. Das gleiche Verhältnis besteht auch beim Eiweiss-N: bei der Wurzel bewegen sich die Werte zwischen 2 und $5,4 \cdot 10^{-4} \gamma$ und beim Spross zwischen 0,8 und $3,6 \cdot 10^{-4} \gamma$. Der grössere N-Gehalt der Wurzelzelle kann also als eine erwiesene Tatsache betrachtet werden, wie auch auf Abb. 13 ersichtlich ist.

Besprechung der Ergebnisse

Bevor man Schlussfolgerungen aus den Versuchsergebnissen zieht, müssen drei grundlegende Fragen beantwortet werden, um den Nitrogenstoffwechsel der jungen Wurzel und des Sprosses richtig zu erfassen. Die erste Frage ist, geht die Bildung von Nitrogenfraktionen in der jungen Wurzel vonstatten, oder verfügt lediglich der Spross über diese Fähigkeit. Falls die Wurzeln imstande sind Nitrogenfraktionen zu bilden, fragt es sich, ob sie den Spross auf diesem Gebiete wohl übertreffen. Und schliesslich: was für ein Zusammenhang besteht zwischen Wachstum und Entwicklung und dem Nitrogenstoffwechsel?

Die Stelle der Eiweissynthese betreffend stellt GANGULI [18] fest, dass sich die Hauptstelle der Aminosäuresynthese der entwickelten Pflanze in der Wurzel befindet. Natürlich finden sich auch zahlreiche Angaben die die eiweissynthetisierende Fähigkeit der oberirdischen Organe beweisen [10, 32, 34, 35, 48, 54, 59]. WANNER [55] hat in der 10 mm grossen Wurzelspitze der Zwiebel Gesamt-N und Atmungsintensität gemessen und hat gefunden, dass der Nitrogengehalt der Zellen, von der Wurzelspitze der Basis zu, in der Wachstumszone zunimmt und dass sich auch das Maximum der Zellatmung ebenda befindet. BROWN et al. [4, 5] haben die Eiweissynthese der Wurzel untersucht und festgestellt, dass in den Wurzeln der Erbse ein entschiedener Zusammenhang zwischen der Atmungsintensität, der Trockensubstanzzunahme und der Eiweissynthese der Zellen zu beobachten ist. ERICKSON et al. [13] haben auf Maiswurzeln gleichfalls die Zusammenhänge zwischen dem Eiweissstoffwechsel und den Vermehrungsverhältnissen der Zellenzahl festgestellt. Er fand den Aufbau des Protein-N am grössten in der Streckungszone der Wurzel. Nach den auf dem Rotklee und der Erbse durchgeführten Untersuchungen von NILSON et al. [37] ist der Aminosäuregehalt stets in den Blättern höher als in der Wurzel, doch ist er auch in der letzteren bedeutend. ROBINSON et al. [45] — obgleich sie die Stelle der Synthese nicht erwähnen — haben in Verbindung mit der Entwicklung der Wurzelzellen des Bohnenkeimlings gefunden, dass sich in der aktiven Wachstumsphase der Eiweissgehalt der Zellen auf das Doppelte oder

Dreifache seiner ursprünglichen Menge erhöht. Diese Eiweisszunahme stimmt mit dem Maximum des Längenwachstums der Wurzel überein. MORGAN et al. [36] sind bei einem ähnlichen Material zu Feststellungen von gleichem Sinn bezüglich der Eiweisse gelangt. Die Zunahme der freien Aminosäuren und Peptidfraktionen war noch bedeutender, während der Versuchszeit hat sich nämlich die Menge der Aminosäuren in der Keimlingswurzel auf das Zehnfache und die der Peptiden auf das Zwanzigfache erhöht. Diese mächtige Erhöhung lässt die Möglichkeit der Wurzelsynthese voraussetzen. PELC et al. [40] haben in ihren, mit Isotop S^{35} durchgeführten Untersuchungen in der Wurzelspitze von *Vicia faba* eine Proteinsynthese gefunden. DADÜKIN [11] hat bei isoliert gezüchteten und bei niedriger Temperatur gehaltenen Weizenwurzeln nachgewiesen, dass eine niedrige Temperatur die sich in den Wurzeln abspielende Aminosäuresynthese hemmt.

Einen unwiderlegbaren Beweis für die in der Wurzel erfolgende Eiweiss-synthese dürfte die Untersuchung der sterilen Kultur der exzidierten Organe liefern. Auch diesbezügliche Angaben finden sich in der Literatur. KANDLER [23] hat den Aminosäuregehalt isolierter Maiswurzeln, die auf glukosehaltigem, sterilem Nährboden gezüchtet wurden, untersucht. Er hat gefunden, dass die Wurzeln, der N-Ernährung und dem Alter entsprechend, Aminosäuren in einer solchen Menge synthetisieren, dass sie dieselben auch in den umgebenden Nährboden emittieren können. Nachher vermögen sie sie wieder aufzunehmen und wenn sie unter Verhältnisse gelangen, in denen N-Mangel besteht, sie zur Eiweiss-synthese zu verwenden. HUMPHRIES [20] erzielte ähnliche Ergebnisse als er exzidierte Gerstenwurzeln nach N-Hungern auf einen vollen Nährboden auf-trug. Die Wurzeln bauten das vom Nährboden aufgenommene Nitrat in die Proteinsynthese ein. Im Falle einiger Pflanzen sind also — wenn auch nicht in grosser Zahl — auf die Synthese bezügliche Ergebnisse bekannt.

Die i. J. 1953 bzw. 1955 erschienenen Zusammenfassungen von WOOD [59] und PAECH [38], die die einschlägige Literatur der neueren Jahre zusammen-fassen, bestätigen auch die Eiweiss-synthese der Wurzel. Auch die in der Nr. 176 der Ztschr. Nature, ohne Angabe des Verfassers, erschienene Zusammen-fassung [60] hält die Wurzel für eine eiweissbildende Stelle: in dieser wird auf die Untersuchungen mehrerer Autoren bezug genommen und festgestellt, dass sich die Stelle der Eiweiss-synthese im Mikrosoma, im Mitochondrium, in der Plastis und im Zellkern befindet und da diese in den Wurzelzellen vorhanden sind, folglich verfügt auch die Wurzel über die Synthesebedingungen. Ferner wird in dieser auch darauf hingewiesen, dass es gelungen sei in der exzidierten Gerstenwurzel die Entstehung von Glutamin und Asparagin aus unorganischem N nachzuweisen, mithin lässt sich nicht bezweifeln, dass die Synthese er-wiesen ist.

Die Obigen beweisen einesteils, dass sich in der Keimlingswurzel Eiweisse und freie Aminosäuren finden, und andernteils lassen die Ergebnisse der Eiweiss-

untersuchungen in den exzidierten Organkulturen auch hinsichtlich der Eiweiss-synthese der Wurzel keine Zweifel zu.

Über die Entstehung von N-Fractionen und Eiweiss-substanzen in der Wurzel und im Spross liegen Versuchsangaben — wenn auch nicht in grosser Zahl und von eindeutiger Beweiskraft — vor: es stellt sich aber nunmehr die Frage, was für ein Zusammenhang sich zwischen dem Wachstum, der Entwicklung der Organe und ihrem Eiweissstoffwechsel finden lässt.

CHRISTIANSEN et al. [10] haben die Abnahme des freien Aminosäure-gehaltes der in Wasser gehaltenen Sprossteilchen der Erbse während des Streckungswachstums beobachtet. Der N-Gehalt der verschwindenden Aminosäuren ist im Eiweiss und im Asparagin erschienen, denn in derselben Zeitspanne sich deren Menge erhöht hat. Den engen Zusammenhang zwischen der Volumen-zunahme der meristematischen Zelle und ihrem Trockensubstanz- und Eiweiss-N-Gehalt haben BROWN et al. [5, 6] festgestellt. Nach ihnen kann das Trocken-substanzgewicht selbst nach Erreichen des grössten Zellvolumens weiter zu-nehmen, doch nimmt dann der Eiweissgehalt per Zellenwert ab. Eine Fest-stellung in ähnlichem Sinn machen MARTIN et al. [32] in bezug auf das Wachstum der Obstsorten. Laut ihren Untersuchungen nehmen Eiweissgehalt und Atmungs-intensität der Zellen im Verhältnis zu der Zelloberfläche und der Zellgrösse zu. ROBINSON et al. [45] haben die Entwicklung der Enzymvorräte der Wurzel-zellen der Bohne untersucht und festgestellt, dass das Eiweiss das Wachstum beeinflusst, doch ist es nicht in jeder Phase des Wachstums determinierend. Auf einzelne Wachstumsphasen kann es im Ausmass der Enzymaktivität wirken. In der aktiven Wachstumsphase nimmt der Eiweissgehalt der Zelle auf das Doppelte oder Dreifache zu. Der Gipfelwert des Eiweissgehaltes und das Längen-wachstum der Wurzel fallen zusammen. MORGAN et al. [36] wiesen in ihrem, sich mit dem Proteingehalt der wachsenden Bohnenpflanze befassenden Aufsatz nach, dass der Zustand des Eiweisskomplexes den Wachstumsprozess bestimmt, da die Eiweisse einesteils die primären Komponenten der Enzyme und andern-teils die wichtigen Bestandteile der Zellstruktur sind. Sie setzen voraus, dass die Bestimmung der quantitativen und qualitativen Veränderungen des Proteing-ehaltes auch die Klärung des Mechanismus der pflanzlichen Zellvermehrung fördern dürfte. Neben den Ansichten, die die mit dem Wachstum verbundene positive Rolle der Eiweisse betonen, begegnet man auch solchen, die diese Rolle widerlegen. CHARLES et al. [9] untersuchten die Entwicklung und Differenzie-rung der Getreidestengel unter Einwirkung von Ammonium-N, und fanden keinen Zusammenhang zwischen dem ernährungsbedingten Wachstumsmaximum und -minimum und dem Protein- und Zuckergehalt der Pflanze. FRIES [16] machte eine ähnliche Feststellung hinsichtlich einzelner Aminosäuren und Nuklein-derivate. PETSCHENIZINA [39] sieht einen Zusammenhang zwischen der Trocken-substanzzunahme und der Eiweiss-synthese, obgleich sie letztere als einen langsa-meren Vorgang betrachtet. CASPERSSON [8] hingegen behauptet entschieden,

dass das Nukleinsäure Eiweiss-Verhältnis in den am raschesten wachsenden, jüngsten Zellen am grössten ist. Die Intensität der Zellzunahme kann durch die Organisation des proteinsynthetisierenden Zytoplasmasystems festgestellt werden. Auf Grund der obigen Ausführungen dürfte also der Schluss gezogen werden, dass zwischen dem Wachstum der Zelle, der Organe und den N-Fractionen bzw. den Eiweissen eine Korrelation besteht. Die grosse Zahl der Angaben weist auf einen engen Zusammenhang hin, wenn auch die wahre Verbindung und der Mechanismus noch nicht bekannt sind. Möglicherweise ist auch die Voraussetzung nicht übertrieben, dass es eben diese Substanzen sind, die neben den Nukleinsubstanzen die Grundlage des Wachstums bilden.

Also muss die eiweissynthetisierende Fähigkeit der jungen Wurzel anerkannt werden, und auch die Tatsache der engen Korrelation zwischen dem Nitrogenstoffwechsel und dem Wachstum kann nicht in Zweifel gezogen werden. In der Literatur finden sich jedoch wenig Angaben über die den Spross übersteigende eiweissynthetisierende Tätigkeit der Wurzel.

Die in unseren Versuchen untersuchten N-Werte zeigen in den einzelnen Varianten (A, C) eine allmähliche Erhöhung. Die zur Feststellung des Gesamt-N-Gehaltes der oberirdischen und unterirdischen Organe vorgenommenen Analysen zeigen, dass die Wurzel in allen Versuchen (A, C) über eine bessere N-Versorgung verfügt als der Spross, sei es dass man die auf das Organ bezogenen absoluten Werte, oder die auf je eine Zelle umgerechneten relativen Werte betrachtet (Tabelle I). In Prozent der Trockensubstanz ausgedrückt, zeigt die Wurzel keine höheren Zahlen. Doch wie wir es schon in einer früher erschienenen Arbeit bei der P-Bewertung [29] festgestellt haben, bedeutet dies nicht die schlechteren Phosphor- oder N-Verhältnisse der Wurzel. Die auf eine Zelle bezogenen Werte (Tabelle II), vornehmlich in isolierten Kulturen (C), wo die Organe genötigt sind ihre Substanzen korrelationslos zu synthetisieren, zeigen doch, dass je eine Wurzelzelle um 100% mehr N enthält als je eine Sprosszelle. Dieses Verhältnis entscheidet eindeutig die Frage der besseren N-Versorgung der Wurzel. Die in den Organen gemessenen N-Angaben stimmen, bezüglich der Grössenordnung, mit den durch BONNER [2] mitgeteilten Ergebnissen überein. Die sich in den isolierten Kulturen in beiden Organen zeigende N-Abnahme erscheint sowohl in der löslichen N als auch in der Eiweissfraktion und hängt wahrscheinlich zum Teil mit den neuen, noch nicht ausgestalteten Ernährungsverhältnissen der Organe zusammen. Ferner dürfte es durch Blutung und Exsudieren in den Nährboden erklärt werden. Die erstere Erscheinung konnten wir gelegentlich in den isolierten Kulturen beobachten. Die Wahrscheinlichkeit der Exsudation wurde auch durch die Untersuchungen von FRIES [15] und KANDLER [23] bestätigt, die nachwiesen, dass in den sterilen Organkulturen die messbare Exsudation sowohl der Aminosäuren als auch der Nukleinsäuren in dem umgebenden Nährboden zu beobachten ist.

Vom Gesichtspunkt des Wachstumsstoffwechsels der Organe ist von den

N-Fractionen in erster Linie die Verteilung des lösbaren oder Eiweiss-N entscheidend. Das Eiweiss-N bildet etwa 50—75% des Gesamt-N, was mit den Ergebnissen anderer Autoren [2] in Einklang steht. Die Versuchsergebnisse zeigen, dass die Eiweiss-N Menge und auch das Gesamt-N sowohl in absolutem Zahlenwert, als auch auf die Zelle bezogen, grösser in der Wurzel ist als im Spross. Das bedeutet, dass die Wurzel in absolutem Wert vielfach mehr Eiweiss synthetisiert als der Spross und auch jede einzelne ihrer Zellen ungefähr zweimal soviel enthält als eine Sprosszelle. Dieser Zustand kann sowohl in den nach der Keimung vorgenommenen Analysen (A) als auch bei der Untersuchung der isolierten Organe (C) beobachtet werden. Also dürfte unter den Versuchsverhältnissen die Wurzel als ein höheren Eiweissgehalt als der Spross aufweisendes Organ betrachtet werden. Unsere Feststellungen werden auch durch die Mitteilungen von BONNER [2] und FRIES [16, 17] bestätigt, die ebenfalls mehr Eiweiss-N in der Wurzel als im Spross gefunden haben. ROBINSON et al. [45] bekräftigen aber durch die Ergebnisse ihrer an den Wurzelzellen vorgenommenen Untersuchungen unsere, auf die Zelle bezogenen Eiweiss-N Angaben. Der Wachstumsrhythmus des Eiweissgehaltes in den untersuchten Organen wird wahrscheinlich gemacht durch die in derselben Zeitspanne erfolgende Zellzunahme bzw. Längenwachstum des Organs, was auch die Untersuchungen von MARTIN et al. [32], sowie unsere in einer früheren Arbeit veröffentlichten Ergebnisse beweisen [29, 42]. Während die Gesamtwurzeln in der Versuchszeit (Versuche A und C) das Vielfache ihrer Ausgangslänge erreichten, wuchs der Spross teil nur auf etwa das Doppelte an. Folglich ist hier die zwischen dem Wachstum der Organe (an Länge, Gewicht und Zellenzahl), der Eiweisszunahme und der Vermehrung der Nukleinsubstanzen bestehende Korrelation offensichtlich. ROBINSON et al. [45] und ERICKSON et al. [13] haben im Verlaufe ihrer an den Wurzelzellen durchgeführten Untersuchungen unzweifelbar bewiesen, dass der Gipfelwert der Zunahme des Eiweissgehaltes und das Maximum des Wurzelwachstums zusammenfallen.

Unsere Versuchsergebnisse liefern unzweifelbare Beweise dafür, dass unter den gegebenen Versuchsverhältnissen die jungen Wurzeln intensiver Eiweisse synthetisieren als der unter ähnlichen Versuchsverhältnissen gezüchtete Spross.

Bei der Bewertung unserer Ergebnisse sei noch auf eine Fehlermöglichkeit eingegangen. Diese ist die Frage der Klassifizierung der N-Verbindungen. In unseren Untersuchungen haben wir nämlich die durch 70%igen Alkohol extrahierbaren Verbindungen als keine Eiweissverbindungen und die in diesem Lösungsmittel nicht löslichen N-Verbindungen als Eiweisssubstanzen betrachtet. Wenn also in unserem Versuchsmaterial ein durch 70%igen Alkohol extrahierbares Eiweiss wie z. B. Gliadin vorkommt, kann sich unsere obenerwähnte allgemeine Klassifizierung als eine Fehlerquelle erweisen. In Verbindung damit muss in Erwägung gezogen werden, dass eine solche allgemeine Absonderung der N-

Verbindungen keinen Anspruch auf eine absolute Klassifizierung erhebt, sondern lediglich die Auslegung der in unseren früheren Arbeiten [29, 30, 41, 42, 43, 51] festgestellten zytologischen Kennzeichen und Nukleinstoffwechselverhältnisse bezweckt. Die in diesem Sinne angenommene Absonderung der N-Verbindungen findet sich in den Arbeiten mehrerer Forscher [16, 17, 33, 45, 48, 49, 52]. Weiterhin kommt im Bohnenkeimling ein in 70%igem Alkohol lösbares Eiweiss, hauptsächlich Gliadin, nicht vor, wie dies auch die Untersuchungen von HUNT [21, 22], DÉVAY [12] und ПОТАПОВ et al. [44] beweisen.

Folgerungen

Auf Grund der in unseren Versuchen erhaltenen Ergebnisse haben wir festgestellt, dass in allen Analysen beim Bohnenkeimling die Menge des Gesamt-N in absolutem Wert in der Wurzel stets grösser ist als im Spross. Der in Prozent der Trockensubstanz ausgedrückte Gesamt-N-Gehalt bewegt sich, sowohl in der Wurzel als im Spross zwischen 2.5—8%, Die auf die Zelle umgerechneten N-Werte zeigen im Spross bloss einen halb so hohen Wert als in der Wurzel. Folglich ist die Gesamt-N Versorgung der jungen Wurzeln günstiger, als die des unter den gleichen Verhältnissen gezüchteten Sprosses. Diese Feststellung offenbart sich vornehmlich in den Kulturen der isolierten Organe, die die selbstständige Synthese der Wurzeln und des Sprosses am besten zum Ausdruck bringen.

Das Gesamt- und insbesondere das unlösbare- oder Eiweiss-N hat in den Analysen der isolierten Organe (C) hier und da einen kleineren Wert aufgewiesen, als in den nach einer entsprechenden Keimung (A) vorgenommenen Analysen. Diese Erscheinung brachten wir mit der durch mehrere Autoren bewiesenen Blutung und dem Exsudieren in den Nährboden in Zusammenhang.

Das Eiweiss-N zeigt sowohl in absolutem Wert als auf die Zelle bezogen einen höheren Wert in der Wurzel als im Spross, insbesondere in Kulturen von isolierten Organen.

Unsere Vorliegenden Versuchsergebnisse bekräftigen die, auf Grund der früher erwähnten zytologischen Kennzeichen [30, 41, 43] und des Nukleinstoffwechsels [28, 29, 42] gezogenen Schlüsse, nach denen die jungen Wurzeln unter den gegebenen Verhältnissen der Sitz einer intensiveren Synthetisierung und eines intensiveren Stoffwechsels sind als der Spross.

LITERATUR

1. BOLL, W. G.: (1954) Studies on the growth of excised roots. II. Growth of excised roots of two inbred lines of tomato and their reciprocal crosses in media supplemented by various growth factors. *New Phytol.* **53**, 406—422.
2. BONNER, J.: (1950) *Plant Biochemistry*. New York: Acad. Press.
3. BROWN, R.: (1951) The effects of temperature on the durations of the different stages of cell division in the root cells. *J. Exp. Bot.* **2**, 96—110.

4. BROWN, R.—P. RICKLESS : (1950) A new method for the study of cell division and cell extension with preliminary observations on the effect of temperature and nutrient. *Proc. Roy. Soc. B.* **136**, 110—125.
5. BROWN, R.—W. S. REITH—E. ROBINSON : (1952) The mechanism of plant cell growth. *Symp. Soc. Exp. Biol.* **6**, 329—347.
6. BROWN, R.—F. WIGHTMAN : (1952) The influence of mature tissue on division in the meristem of the root. *J. Exp. Bot.* **3**, 253—263.
7. BURSTRÖM, H. : Physiology of root growth. *Ann. Rev. Plant Physiol.* **34**, 237—252.
8. CASPERSSON, T. O. : (1950) Cell growth and cell function. New York: Norton.
9. CHARLES, J.—L. SOUBIES—R. GADET : (1952) Optimum végétatif et différenciation dans la tige du Blé. *C. r. Acad. Sci.* **235**, 1419—1421.
10. CHRISTIANSEN, GORDON, S.—K. V. THIMANN : (1950) The metabolism of stem tissue during growth and its inhibition. Nitrogen metabolism. *Arch. Biochem.* **28**, 117—129.
11. ДАДЫКИН В. П. : (1956) Об образовании аминокислот в корнях пшеницы при изолированном питании и низкой температуре в зоне корней. Докл. АН СССР, **106**, 923—925.
12. DÉVAY, M. : (1954) Fiziológiai különbségek a pillangós és nem pillangós növények gyökerei közt (Physiologische Unterschiede zwischen den Wurzeln der Papilionazeen und der nicht Papilionazeen). Budapest.
13. ERICKSON, R. O.—O. R. GODDARD : (1951) An analysis of root growth in cellular and biochemical terms. *Growth*, **15**, Suppl. 89—116.
14. FIEDLER, H. : (1939) Die pflanzliche Gewebe- und Organkultur. *Z. Bot.* **33**, 369—416.
15. FRIES, N. : (1953) Further studies on mutant strains of *Ophiostoma* which require guanine. *J. Biol. Chem.* **200**, 325—333.
16. FRIES, N. : (1953) Limiting factors in the growth of pea seedling roots. *Physiol. Plant.* **6**, 292—301.
17. FRIES, N. : Further experiments on the response of decotylised pea seedling to arginine. *Physiol. Plant.* **8**, 164—173.
18. GANGULI, N. E. : (1955) Studies on the free amino acid composition of germinating *Phaseolus radiatus*. *Naturwiss.* **42**, 18.
19. GAUTHERET, R. J. : (1946) Plant tissue culture. *Growth Suppl.* **10**, 21—43.
20. HUMPHRIES, E. C. : (1951) The absorption of ions excised root systems. II. Observations on roots of barley grown in solutions deficient in phosphorus, nitrogen or potassium. *J. Exp. Bot.* **2**, 344.
21. HUNT, G. E. : (1949) Amino acids in the roots and nodules of five species of legumes. *Amer. J. Bot.* **36**, 825.
22. HUNT, G. E. : (1951) A comparative chromatographic survey of the amino acids in five species of legume roots and nodules. *Amer. J. Bot.* **38**, 452—460.
23. KANDLER, O. : (1951) Papierchromatographischer Nachweis der Aminosäureausscheidung in vitro kultivierter Maiswurzeln. *Z. Naturforsch.* **6b**, 437—445.
24. KELLEY, O. J.—A. S. HUNTER—A. J. STERGERS : (1946) Determination of nitrogen, phosphorus, potassium, calcium and magnesium in plant tissue. *Ind. and Eng. Chem. Anal. Ed.* **18**, 319—322.
25. (KURSANOW, A. L.—O. F. TUJEVA—A. G. WERESCHTSCHAGIN) КУРСАНОВ, А. Л.—О. Ф. ТУЕВА—А. Г. ВЕРЕЩАГИН : (1954.) Угдеводнофосфорный обмен из синтез аминокислот в корнях тыквы (*Cucurbita pepo*). Физиол. Раст. **1**, 13—20.
26. LOO, SH. W. : (1945) Cultivation of excised stem tips of *Asparagus in vitro*. *Amer. J. Bot.* **32**, 13—17.
27. LOO, SH. W. : (1946) Cultivation of excised stem tips of dodder in vitro. *Amer. J. Bot.* **33**, 295—300.
28. MARÓTI, M. : (1951) The change in the cell number and in the nucleic acid content of seedlings. *Acta Biol. Acad. Sci. Hung.* **7**, 277—289.
29. MARÓTI, M. : (1956) A fiatal gyökér és hajtás részeinek egyes élettani különbségeiről (Einzelne physiologische Unterschiede der jungen Wurzel- und Sprosssteile).
30. MARÓTI, M.—SÜDI, J. : (1957) Studies of root growth by cultivation of isolated pea roots. *Annal. Univ. Sci. Budapest Sec. Biol.* **1**, 197—203.
31. MARSDEN, M. P. F.—R. H. WETMORE : (1954) In vitro culture of the shoot tips of *Psilotum nudum*. *Amer. J. Bot.* **41**, 640—645.
32. MARTIN, D.—T. L. LEWIS : (1952) The physiology of growth in apple fruits. III. Cell characteristics and respiratory activity of light and heavy crop fruits. *Austral. J. Sci. Res.* **5**, 315—327. (Ref. : *Berichte wiss. Biol.* **82**, 251. 1953).
33. MARTOS, L. : (1956) A sziklevek szerepe a növények életében (Die Rolle der Keimblätter im Leben der Pflanzen).

34. MCRARY, N.: (1940) Nitrogen metabolism of the plant embryo. *Bot. Gaz.* **102**, 89—96.
35. MIETTINEN, J. K.—S. KARI—T. MOISO—M. ALFTHAN—A. J. VIRTANEN: (1953) Homoserin als freie Aminosäure in Erbsenpflanzen (*Pisum sativum*). *Suomen Kemistritil. Ser. B.* **26**, 26—30. (Ref.: *Berichte wiss. Biol.* **34**, 38. 1953.)
36. MORGAN, C.—W. S. REITH: (1954) The compositions and quantitative relations of protein and related fractions in developing root cells. *J. Exp. Bot.* **5**, 119—135.
37. NILSSON, P. E.—KORSAN-BENGTSEN, K.—O. MELLANDER: (1954) Amino acid content of leguminos proteins as affected by genetic and nutritional factors. I. *Arch. Microbiol.* **20**, 404—409. (Ref.: *Berichte wiss. Biol.* **95**, 199. 1955).
38. ПАЕЩ, К.: (1955) Stoffwechsel organischer Verbindungen. II. *Fortschr. Bot.* **17**, 578—620.
39. (ПЕТШЕНИЗИНА, А. М.) ПЕТШЕНИНА, А. М.: (1951). К вопросу о роли углеводов в синтезе белков растений. *Инст. Физиол. Раст.* **7**, 212—241.
40. PELC, S. R.—ALMA. HOWARD: (1952) Chromosome metabolism as shown by autoradiographs. *Exp. Cell. Research. Suppl.* **2**, 269—278.
41. POTAPOW, N. G.—MARÓTI, M.: (1954) A bab gyökér és szármerisztémasejtjei növekedésének és osztódásának sajátosságai (Eigentümlichkeiten im Wachstum und Teilung der Meristemzellen der Wurzel und Sprosse bei der Fiole Ungar. mit deutsch. u. russ. Zsfg.) *Annal. Biol. Univ. Hung.* **2**, 107—114.
42. POTAPOW, N. G.—MARÓTI, M.: (1956) Die Synthese der Nukleinphosphorsäure in der Wurzel und im Spross von Bohnenkeimlingen. *Acta Bot. Acad. Sci. Hung.* **2**, 377—390.
43. POTAPOW, N. G.—MARÓTI, M.: (1956) Vergleichende Untersuchung der Meristeme von Wurzel- und Sprossspitze an Bohnenkeimlingen. *Acta Bot. Sci. Hung.* **2**, 365—376.
44. POTAPOW, N. G.—MÁRTA DÉVAY: (1955) Physiologische Unterschiede zwischen den Wurzeln von Leguminosen und Nicht-leguminosen. *Acta Bot. Sci. Hung.* **2**, 159—169.
45. ROBINSON, E.—R. BROWN: (1952) The development of the enzyme complement in the growing root cells. *J. Exp. Bot.* **3**, 356—374.
46. ROSEMARK, N. O.: (1954) The influence of nitrogen on root development. *Physiol. Plant.* **7**, 497—503.
47. SCHOPFER, W. H.—R. LOUIS: (1950) Étude de la synthèse de l'acide nicotinique dans les méristèmes radiculaires en culture aseptique. *Arch. Sci.* **3**, 446—448.
48. STEWARD, F. C.—R. H. WETMORE—J. F. THOMPSON—U. P. NITSCH: (1954) A quantitative paper chromatographic study of nitrogenous components of shoot tips. *Amer. J. Bot.* **41**, 123—134.
49. STEWARD, F. C.—R. H. WETMORE—F. K. POLLARD: (1955) The nitrogenous components of the shoot apex of *Adiantum pedatum*. *Am. J. Bot.* **42**, 946—948.
50. STRUGGER, S.: (1949) *Praktikum der Zell- und Gewebephysiologie der Pflanze*. Berlin Göttingen—Heidelberg. Springer Verlag.
51. SÜDI, J.—MARÓTI, M.: (1957) Quantitative changes in the desoxyribonucleic and ribonucleic acid content of the cells of pea root. *Acta Bot. Acad. Sci. Hung.* **3**, 65—77.
52. THOMPSON, J. F.—F. C. STEWARD: (1952) The analysis of the alcohol insoluble nitrogen of plants by quantitative procedures, based on paper chromatography. I. The analysis of certain pure proteins. *J. Exp. Bot.* **3**, 170.
53. TORREY, J. G.: (1954) The role of vitamins and micronutrients in the nutrition of the apical meristem of pea roots. *Plant Physiol* **29**, 279—287.
54. TURTSCHIN, F. V.—M. A. GUMINSKAJA—E. G. PLÜSCHEVSKAJA: (1955) A növények nitrogén anyagszerjének tanulmányozása N^{15} nitrogén izotop segítségével. (Studium des Nitrogenstoffwechsels der Pflanzen mit Hilfe von N^{15} Nitrogen-Isotop.) *Szovjet Ref. Szemle Ált. Biol.* **11—12**, 1683—1687.
55. WANNER, H.: (1950) Histologische und physiologische Grandienten in der Wurzel. *Ber. Schweiz. Bot. Ges.* **60**, 404—412.
56. WHITE, P. R.: (1943) *A handbook of plant tissue culture*. Lancaster. Pa. J. Gattel Press.
57. WHITE, P. R.: (1946) *Plant tissue culture*. II. *Bot. Rev.* **12**, 521—529.
58. WHITE, P. R.: (1951) The role of growth substances in vegetative development as exemplified in tissue cultures (in Skoog F.: *Plant growth substances*. Wisconsin. Univ. Press). 247—252.
59. WOOD, J. G.: (1953) Nitrogen metabolism of higher plants. *Ann. Rev. Plant Physiol.* **4**, 1—22.
60. — —: (1955) Metabolism of nitrogen in plants. *Nature* **176**, 904—906.

ÜBER DIE VERÄNDERUNGEN IM MORPHIN- UND NEBENALKALOIDEN-GEHALT IN DEN VERSCHIEDENEN ORGANEN DER MOHNPFLANZE WÄHREND DER VEGETATIONSPERIODE (I)

Von

S. SÁRKÁNY und B. DÁNOS

INSTITUT FÜR ANGEWANDTE BOTANIK UND HISTOGENETIK DER EÖTVÖS LÓRÁND-UNIVERSITÄT,
BUDAPEST

(Eingegangen am 1. II. 1957)

Immer mehr Forscher beschäftigen sich nicht nur mit der Frage der Verteilung des Morphingehaltes innerhalb der Pflanze, sondern in letzter Zeit auch mit der Morphinbildung. Besonders in solchen Staaten wird der Erforschung obiger Fragen intensive Aufmerksamkeit gewidmet, wo die Mohnpflanze nicht nur wegen ihrer für die Ernährung wichtigen Samen als Nutzpflanze verwendet, sondern auch als ein vom pharmazeutischen Standpunkt wichtiger Rohstoff gewertet wird.

Im vergangenen Jahrhundert wurden nur verhältnismässig spärliche Untersuchungen in der Richtung durchgeführt, wie sich das Morphin und die Nebenalkaloide in der ganzen Mohnpflanze verteilen. Dies kann einesteils mit der erst am Anfang des vergangenen Jahrhunderts erfolgten Entdeckung des Morphins und mit der Unzulänglichkeit der speziellen chemischen Verfahren, andernteils damit erklärt werden, dass lange Zeit die irrige Auffassung bestand, wonach das Morphin und die Nebenalkaloide nur aus dem Opium isoliert werden könnten. Ferner wurde auch der Umstand hervorgehoben, dass in der getrockneten Mohnpflanze kein Milchsaft vorhanden ist, demzufolge also auch keine Alkaloide, oder nur in sehr kleiner Menge, zu finden wären. Obwohl bereits in den 20er Jahren des vergangenen Jahrhunderts von TILLOY [28], PETIT [zit. 23], WINKLER [zit. 23] darauf hingewiesen wurde, dass das Mohnstroh, vor allem jedoch die getrockneten Kapseln zur Herstellung des Morphins sehr geeignet wären, fanden die hochwichtigen Untersuchungsergebnisse nicht den entsprechenden Widerhall, sodass die auch vom praktischen Standpunkt wertvollen Beobachtungen für nahezu ein Jahrhundert in Vergessenheit gerieten.

Später, besonders vom Anfang des XX. Jahrhunderts an, wurde jedoch die Mohnpflanze als Alkaloidpflanze, — von verschiedenen Standpunkten — mit immer grösserem Interesse untersucht. CLOUTRIAU [1889: 3], später THOMS [1909: 27] erbrachten den Nachweis, dass in den jungen, 4—5blättrigen Mohnpflanzen Morphin und einige Nebenalkaloide bereits enthalten sind. Während sich KERBOSCH [1910: 12] mit qualitativen Angaben begnügte, wurden von MÜLLER [1913: 21] auch vergleichende Resultate veröffentlicht. Es war der letztgenannte Forscher, der die Aufmerksamkeit auf den Umstand

lenkte, dass sich der Gehalt an Nebenalkaloiden nach der Blütezeit erhöht und in den Kapseln reichlicher in Erscheinung tritt als in den anderen Organen der Pflanze. J. KABAY [1930 : 9] versuchte zwar eine fabrikmässige Isolierung der Wirkstoffe aus den grünen Pflanzenteilen, doch bei der Aufarbeitung waren die Separierung der plasmatischen Stoffe und die umfangreiche Anhäufung der frischen Pflanzen mit Komplikationen verbunden. Die weiteren Untersuchungen des Forschers (1933) lenkten die Aufmerksamkeit auf die Verwertung der getrockneten Pflanzenteile. KABAY stellte fest, dass das trockene Stroh und die ausgedroschenen Kapseln als Ausgangsstoff zur Herstellung der Alkaloide überaus geeignet sind. Etwas später fanden ILONA v. KABAY [1936 : 10], nachher auch WUEST und FREY [1936 : 33] — bei der Analysierung reif getrockneter Pflanzen verschiedenen Ursprungs — den grössten Morphingehalt in den Kapseln, weshalb die genannten Forscher dieselben als grundlegenden Rohstoff der Morphinisolierung in Vorschlag brachten.

Ausser den oben erwähnten Ergebnissen erzielten auch die Forschungen der 30er Jahre und anschliessend die der neuesten Zeit immer weitere Resultate, die vor allem die Kapsel, doch mehr oder weniger die ganze Pflanze betrafen. Es kann jedoch nicht geleugnet werden, dass diese Resultate, besonders in bezug auf den Morphingehalt der verschiedenartig entwickelten Kapseln, teilweise widersprechend waren. Während z. B. FUCHS [1932 : 5], später BAGGESGAARD-RASMUSSEN [1945 : 1] in den halbreifen Kapseln Maximalwerte nachwiesen, fanden GUILLAUME und FAURE [1946 : 6] in den Kapseln — einige Tage nach der Blütezeit — die stärkste Konzentration. Dieselben Forscher beobachteten ferner, dass die gefundene Konzentration — vom gegebenen Zeitpunkt an bis zur Reife — auf ungefähr 20% des ursprünglichen Wertes sinkt. POETHKE und ARNOLD [1951 : 22] konnten in feuchten Jahrgängen, wenn die Periode der Reifung besonders reich an Niederschlägen war, eine Abnahme, im darauf folgenden, mehr trockenen Jahrgang hingegen eine Zunahme im Morphingehalt beobachten. — Im Gegensatz zu den früher genannten Forschern stellten KÜSSNER [1940 : 15], VAN ITALIE [1946 : 30], TOMKO-WAGENHOFER [1951 : 29], WEGNER [1951 : 31], KOPP—KOVÁCS—KOTILLA [1953 : 13] bis zur Reife eine Zunahme im Morphingehalt der Kapseln fest. Auch BERGER [1952 : 2] betont in seinem Handbuch der Drogenkunde, dass in den Arzneibüchern der meisten Länder zwar die unreife Frucht als die offizielle Droge bezeichnet wird, dennoch aber die reife als die wertvollere gelten muss, da deren Morphingehalt grösser ist, als der der unreifen, grünen Kapseln.

Auch der Morphingehalt in den abschnittsweise getrennten Teilen der Früchte wurde später von mehreren Verfassern untersucht. Nach den Feststellungen von BAGGESGAARD-RASMUSSEN [1] enthält der basale Teil das meiste Morphin, ungefähr 41—42% der Gesamtmenge. Demgegenüber vertreten GUILLAUME und FAURE [6] ausdrücklich die Ansicht, dass der grösste Morphingehalt in dem Narbenkranz zu finden wäre und empfehlen demzufolge vor

allem diesen Teil — zu Lasten der übrigen Kapselteile — für die Zwecke der industriellen Aufarbeitung. TOMKO und WAGENHOFER [29] veröffentlichen Angaben, die sich einesteils auf den Morphingehalt der im engeren Sinne genommenen (placentalosen) Fruchtwand und gesondert des Narbenkranzes, sowie der samenlosen Fachwände, andernteils auf den Gehalt an Nebenalkaloiden beziehen.

Auch im Zusammenhang mit den Samen werden von einzelnen Verfassern gewisse Feststellungen gemacht. In den unreifen Samen wurde von den meisten Autoren Morphin nachgewiesen und auch quantitativ festgestellt. VAN ITALIE [30] z. B. fand in ganz geringer Menge Papaverin und Morphin. Auch von WEGNER [31] wurde Morphin spurenweise festgestellt, doch führt er diese Beobachtungen auf die dem Samen anhaftenden Morphinteilchen der Kapselsekrete zurück. Demgegenüber wurde von anderen Verfassern mit aller Entschiedenheit erklärt, dass die Samen als morphinfrei betrachtet werden müssen.

Mit der Untersuchung des Morphins in den einzelnen Pflanzenteilen während der Vegetationsperiode und mit der Frage der damit zusammenhängenden Morphinbildung, begann man sich erst in den letzten 12 Jahren eingehender zu beschäftigen. Zuerst berichteten BAGGESGAARD-RASMUSSEN [1], später POETHKE—ARNOLD [22], WEGNER [31, 32], KOPP—KOVÁCS—KOTILLA [13], schliesslich MIKA [15] von derartigen Untersuchungen. Sie gelangten zur Feststellung, dass sich das Maximum der Morphinkonzentration im Laufe der Vegetationsperiode von der Wurzel aus zuerst in den Stengel, später in die Kapseln verlegt und gleichzeitig die Morphinkonzentration in den übrigen Organen auf ein Minimum sinkt. Obwohl die Verfasser POETHKE—ARNOLD und WEGNER ihre Feststellungen unter Vorbehalt veröffentlichten, geht aus ihren Resultaten klar hervor, dass sie eine gewisse Analogie mit der von MOTHES [17, 18], DAWSON [4] und anderen Autoren beschriebenen, teils auf die Wurzel beschränkten Alkaloidbildung und Translokation der *Solanaceae*-Pflanzen annehmen. Demgegenüber folgern KOPP und Mitarbeiter, dass das Morphin in der ganzen Mohnpflanze nur zum Teil in fertigem Zustand vorhanden ist und der Rest erst später, im Laufe der Trocknung, entsteht. MIKA untersuchte den Einfluss, der von den verschiedenen Temperatur- und Lichtverhältnissen auf die Bildung des Morphingehaltes ausgeübt wird. Interessant ist seine Beobachtung, wonach der Morphingehalt der Pflanzen dann ein maximaler ist, wenn sich dieselben zuerst 49 Tage lang bei einer achtstündigen Tagesbeleuchtung entwickelten, nachher 10 Tage lang einer 18stündigen künstlichen Beleuchtung ausgesetzt waren, schliesslich unter normalen Lichtverhältnissen völlig ausreiften.

Aus der oben gegebenen literarischen Zusammenfassung geht klar hervor, dass die Resultate der auf dem Gebiete der behandelten Frage erschienenen Arbeiten kein einheitliches Bild geben und meistens auch die divergierenden Ansichten der Verfasser erkennen lassen. Häufig kommt es auch vor, dass sich

die mitgeteilten Angaben nur auf ein einziges Organ der Pflanze beziehen. — Auf Grund all dieser Umstände halten wir es für motiviert und notwendig, uns mit der erwähnten Frage im Rahmen der im Jahre 1951 auf breiter Grundlage begonnenen, zweifach verwertbaren sog. alkaloiden Mohnzüchtung auch gesondert zu beschäftigen. Im Interesse dieser Aufgabe wurden auf Grund eines zweijährigen Arbeitsplanes Serienuntersuchungen durchgeführt. Vor allem wollten wir die Frage näher untersuchen, welche Veränderungen im Morphin- und Nebenalkaloiden-Gehalt während der Vegetationsperiode in den einzelnen Organen der Untersuchungspflanzen in Erscheinung treten.

Untersuchungsmaterial und Methode

Als Untersuchungsmaterial wurde die in früheren Experimenten gut bewährte SB-Sorte verwendet. Zu ihrer Charakterisierung sei erwähnt, dass die Pflanzen dieser Sorte eine mittlere Höhe erreichen, durchschnittlich 4—5 Verzweigungen aufweisen. Die Kronblätter sind von weisser Farbe, mit einem basalen Teil von mittellila Farbe. Die Kapseln sind flach-birnenförmig, die Samen zeigen eine stahlblaue Farbe. Der relative Morphinbasengehalt der reifen Kapseln schwankt zwischen 5 und 6 Promille, während sich der Gehalt an Nebenalkaloiden um ein Promille bewegt.

Im Jahre 1953 (im weiteren das erste Versuchsjahr genannt) hatte die begonnene Forschungsarbeit den Charakter einer Vorstudie und bezweckte vor allem, die auf Grund unserer Überlegungen zusammengestellte Untersuchungsmethode zu erproben und in bezug auf unsere Pflanzensorte ein informatives Bild über das Mass der Schwankungen im Alkaloidengehalt während der Vegetationsperiode zu gewinnen. — Unser Untersuchungsmaterial wurde in der Versuchstation des Botanischen Forschungsinstitutes der Ungarischen Akademie der Wissenschaften in Vácátót eingestellt. Auf dem 100 Quadratmeter grossen Gebiet, dessen Boden aus schwach gebundenem, ungedüngtem Sand bestand, wurde die Aussaat in einer Reihentfernung von je 30 cm durchgeführt. Das Gebiet war im allgemeinen ein wenig dunstig und windgeschützt. Im Zusammenhang mit den Wetterverhältnissen während der Vegetationsperiode sei bemerkt, dass die Menge des Niederschlags — von der Keimung bis zur Kapselreife, also von März bis Anfang August — 320 mm betrug. Der an Niederschlag reichste Monat war der Juni mit 126 mm. Die Temperatur schwankte während dieser Zeit zwischen 6,2—22,2 °C. Am wärmsten (22,2 °C) war es im Monat Juli. Bei der Züchtung der Pflanze wurde die übliche agrotechnische Behandlung angewendet.

Für die Zwecke der Untersuchungen wurden vom 4—5blättrigen Zustand an bis zur Kapselreife insgesamt 7mal Probeentnahmen durchgeführt. Vor Beginn des Stengelwachstums wurden bei jeder Gelegenheit je 250 Pflanzen, vom Stengelwachstum an bis zur Frucht reife hingegen in jedem einzelnen Stadium der Entwicklung je 20 Pflanzen bearbeitet und für die chemische Analyse vorbereitet.

Neben dem Studium der Alkaloidschwankung während der Vegetationsperiode, wurde auch die Feststellung der den Tageszeiten entsprechenden Veränderungen bezüglich der einzelnen Organe angestrebt. Unsere Arbeit bezweckte auch die Klärung der Frage, ob sich im Falle des Mohns solche Gesetzmässigkeiten zeigen, wie sie von HEMBERG und FLÜCK [7] in bezug auf die Alkaloide der *Datura* beobachtet wurden. Für diesen Zweck wurden nach der Blüte, in drei Fällen, zwischen 19. Juni und 29. Juli 1953, an jedem 5. Tag, um 5, 11, 17 und 23 Uhr, je drei morphogenetisch ähnliche Pflanzenindividuen eingesammelt. Das Untersuchungsmaterial wurde in dem Laboratorium der Chemischen Fabrik »Alkaloida« (Tiszavasvári) eingestellt.

Sowohl bei den während der Vegetationsperiode, als auch bei den zu den verschiedenen Tageszeiten eingesammelten Pflanzen wurden die Wurzeln, der Stengel, die Blätter und die reproduktiven Organe, gesondert, bei 60° C, bis zur Gewichtskonstanz getrocknet. Die Proben wurden zu Pulver zerstossen (Sieb IV), worauf — nach einer mit Ammoniak-Alkohol erfolgten Extrahierung — der Morphin- und Nebenalkaloiden-Gehalt in den Organen mit Hilfe der von SCHULEK und SZECHÓ [25, 26] ausgearbeiteten und in der Chemischen Fabrik »Alkaloida« (Tiszavasvári) für trockene Pflanzenteile angewandten titrimetrischen Methode festgestellt wurde.

Im zweiten Versuchsjahr (1954) wurde die Forschungsarbeit, unter Berücksichtigung der Resultate des ersten Versuchsjahres, auf Grund eines ausführlicheren Arbeitsplanes fortgesetzt.

Da wir bei Beginn unserer Experimente auch auf die durch die etwaigen Umweltfaktoren verursachten Veränderungen bedacht waren, wurde die SB-Sorte in diesem Jahre in zwei Versuchsstationen, in Alsóöd und in Budatétény, in 100 Quadratklafter umfassenden Parzellen für unsere Versuche eingestellt. In beiden Fällen waren Reihen und Pflanzen jeweils 30 cm voneinander entfernt. In Alsóöd entwickelten sich die Pflanzen in einem Sandboden mit schwacher Nährkraft, in Budatétény in einem mittelgebundenen Lehm Boden. Zur Ergänzung seien hier auch die Witterungsverhältnisse der beiden Gebiete mitgeteilt. In Alsóöd betrug die Menge des Niederschlags während der Vegetationsperiode — unter Berücksichtigung der Angaben des meteorologischen Institutes von Vác — ungefähr 112 mm. Der an Niederschlag reichste Monat war der Juli, mit einem Durchschnitt von 91,7 mm. Demgegenüber erwies sich in Budatétény — bei einer Gesamtniederschlagsmenge von 364 mm — der Juni, mit 129 mm, als der an Niederschlag reichste Monat. Die durchschnittliche Mitteltemperatur — von März bis August — schwankte in Alsóöd zwischen 6—21 C. bzw. in Budatétény zwischen 6,8—22 C. Der wärmste Monat war an beiden Orten der Juni.

Die Abb. 1 veranschaulicht die Durchführung und Abwicklung des Einsammelns während der Vegetationsperiode, ferner die morphologischen Durchschnittsangaben des Versuchsmaterials. Aus der Tabelle geht hervor, dass den sechs morphogenetischen Stadien des Mohns entsprechend, innerhalb der Stadien des ruhenden Samens (I), der Keimung (II), des Rosettenstadiums (III), des Stengelwachstums (IV), der Blüte, der Samenentwicklung und des Kapselwachstums (V), schließlich der Samen- und Kapselreife (VI) Pflanzen verschiedenen Alters und bestimmter Anzahl einmal oder zweimal bzw. dreimal eingesammelt wurden. In den Stadien I—III wurden die Proben vormittags von 8—9 Uhr genommen, in den Stadien IV—VI hingegen an den Sammeltagen, um 5, 11, 17 und 23 Uhr. In der Tabelle sind links und rechts von den den Entwicklungszustand bezeichnenden Graphikonen: der Sammelort, die Sammelzeit, sowie die phenologischen und morphologischen Verhältnisse angegeben. Daraus kann festgestellt werden, dass die Aussaat fast in allen Fällen nahezu zur selben Zeit, Mitte März, erfolgte — die Keimung jedoch sich an beiden Orten verschob. Deshalb begann die Aufarbeitung der ersten Jungpflanzen Ende März, bzw. Anfang April, während das Einsammeln der reifen getrockneten Pflanzen in beiden Versuchsstationen in den letzten Tagen des Juli, fast zum gleichen Zeitpunkt begann. Die von der Aussaat an berechnete Vegetationsperiode betrug in Alsóöd 129, in Budatétény hingegen 123 Tage.

Das eingesammelte Untersuchungsmaterial wurde auf dieselbe Weise bearbeitet wie im ersten Versuchsjahr. Ein Unterschied bestand nur darin, dass das Blattersystem und der Stengel, im zweiten Versuchsjahr, vom Knospentadium bis zur Fruchtreife (IV—VI), voneinander getrennt, in drei Anschnitten — unteres, mittleres und oberes Drittel — untersucht wurden. Die einzelnen Organe bzw. Organteile betreffenden Durchschnittswerte wurden bis zum Stengelwachstum auf Grund der chemischen Untersuchung anfangs 1000 dann 120 Pflanzen gewonnen, während dieselben vom Stengelwachstum angefangen, den zu den verschiedenen Tageszeiten durchgeführten Sammlungen entsprechend, aus den analytischen Resultaten der bei jeder Gelegenheit gesammelten 4 × 15, also insgesamt 60 Pflanzen berechnet wurden. Von den ganz jungen, nur ein paar Tage alten Keimpflänzlein wurden bei jeder Analyse ungefähr 10 000—12 000 Exemplare verwendet. In diesem Falle wurde der Morphingehalt natürlich nicht in bezug auf die einzelnen Organe, sondern auf die ganze Pflanze festgestellt.

Die Resultate der Untersuchungen. Von einer Veröffentlichung der ausführlichen, zahlenmäßigen Angaben der zweijährigen Untersuchungen wird hier Abstand genommen und die erzielten Resultate werden — zusammen mit den auf Grund der Durchschnittswerte der chemischen Analysen hergestellten Graphikonen, Kreisdiagrammen, sowie einer veranschaulichenden Zeichnung — beschrieben.

Die Resultate des ersten Versuchsjahres werden — dem abweichenden Charakter der Untersuchungen entsprechend — in zwei Teilen behandelt. Der erste Teil bezieht sich auf die Schwankung, die sich organweise im Morphin- und Nebenalkaloiden-Gehalt zeigt und zwar von dem von uns mit III bezeichneten Stadium der Ontogenese angefangen. Im zweiten Teil hingegen wird — entsprechend den Tageszeiten auf den Graphikonen — die zur Zeit der Samen- und Kapsel-Entwicklung organweise vor sich gehende Änderung im Morphin- und Nebenalkaloiden-Gehalt erörtert.

Zuerst wollen wir untersuchen, welche Veränderung sich im **Morphinbasengehalt der untersuchten Organe** zeigt. Das Säulengraphikon der Abb. 2 veranschaulicht, in $\frac{1}{100}$ ausgedrückt, den Morphingehalt, und zwar vom Stadium (III) der 6—7blättrigen Rosette an, über das Stadium der hervortretenden Knospe, der blühenden, halbreifen Pflanze hinweg, bis zum völlig reifen (VI) Stadium. Aus dem Graphikon geht klar hervor, dass die Morphin-konzentration der Wurzel in den Pflanzen mit Rosettenblättern am grössten ist, da diese 1,31 bzw. 1,14 $\frac{1}{100}$ beträgt. Im Laufe der weiteren Entwicklung zeigt sich mit kleineren Schwankungen eine allmähliche Abnahme und die geringste Konzentration (0,28 $\frac{1}{100}$) ist in der vollreifen





VERSUCHSSTATION: ALSÖGÖD							VERSUCHSSTATION: BUDATÉ TÉNY						
VERZWEIGUN- GEN	LAUBBLÄTTER L/B IN CM	KEIM- UND LAUBBLÄTTER	HAUPTWURZEL L/B IN CM	HÖHE DER PFL IN CM	ALTER DER PFL IN TAGEN; ENTWICKL- ZUSTAND	SAMMLUNGS- ZEIT	SAMMLUNGS- ZEIT	ALTER DER PFL IN TAGEN; ENTWICKL- ZUSTAND	HÖHE DER PFL IN CM	HAUPTWURZEL L/B IN CM	KEIM- UND LAUBBLÄTTER	LAUBBLÄTTER L/B IN CM	VERZWEIGUN- GEN
I-III. EINMALIGE SAMMLUNGEN (VORM. 8-10 H)							I-III. EINMALIGE SAMMLUNGEN (VORM. 8-10 H)						
—	—	—	—	—	0 REIFER SAMEN	1953 VII 28.	I. RUHENDER SAMEN 						
—	—	—	0,3-0,5	—	7 DURCHBRUCH DER SAMEN- SCHAALÉ	1954 III 29.	II. KEIMENTFALTUNG 						
—	0,5/0,1	2 0	1/0,5 _m	HYPO- COTYL 3	16 ZWEI KEIMBLÄTTER	IV. 7	1954 IV. 10.	14 DURCHBRUCH DER SAMEN- SCHAALÉ	—	0,3-0,5	—	—	—
—	1/0,3	2 4	3/0,5 _m	HYPO- COTYL 4	32 PRIMÄRE LAUBBLÄTTER	IV. 23.	1954 IV. 17	21 ZWEI KEIMBLÄTTER	HYPO- COTYL 1/0,5 _m	2 0	0,7/0,3	—	—
—	10/2	(2) 5-7	6/0,3	5,5	46 5-7 LAUBBLÄTTER	V 7	1954 IV. 28.	32 PRIMÄRE LAUBBLÄTTER	HYPO- COTYL 3,5	2 2	1,2/0,5	—	—
—	13/2,5	(2) 8-10	9/0,3	22	57 8-10 LAUBBLÄTTER	V. 18.	III. ROSETTENSTADIUM (BIS ZUM BEG. STENGELBOG.) 						
—	—	—	—	—	—	—	V. 13.	47 6-8 LAUBBLÄTTER	6	13/0,4	(2) 6-8	12/3,5	—
—	—	—	—	—	—	—	V. 26.	60 10-12 LAUBBLÄTTER	19	13/0,6	(2) 10-12	17/6	—
IV-VI. SAMMLUNGEN: 5 ^h , 11 ^h , 17 ^h , 23 ^h							IV-VI. SAMMLUNGEN: 5 ^h , 11 ^h , 17 ^h , 23 ^h						
—	27/7	(10) 15	14/0,8	40	65 STENGEL- WACHSTUM	V 26-27	IV. STENGELWACHSTUM (BIS ZUR ENTFG. 2. HAUPTBL.) 						
1-2	33/17	(10) 21	22/1,8	66	79 BLÜTENKNOSPE ENTFG. D. HAUPTBLÜTE	VI. 9-10	VI. 2-3.	57 STENGEL- WACHSTUM	36	14/0,8	(10) 13	21/7	—
1-3	33/16	(10) 21	23/2	97	93 VOLLBLÜTE	VI. 23-24	VI. 10-20.	84 BLÜTENKNOSPE ENTFG. D. HAUPTBLÜTE	61	21/1,7	(10) 18	28/18	1-3
1-4	—	—	—	—	—	—	VI. 26-27	91 VOLLBLÜTE	85	22/1,8	(10) 24	28/18	1-5
1-4	GELBWERDENDE OBERE, VER- TROCKNETE UNTERE BLÄTTER	23/2	114	108 HALBREIFER ZUSTAND	—	—	—	—	—	—	—	—	—
1-4	BRAUNE OBE- RE, TROCKENE UNT. BLÄTTER	20/1,7	114	129 REIFER ZUSTAND	—	—	—	—	—	—	—	—	—
—	—	—	—	—	—	—	VII. 12-13	107 HALBREIFER ZUSTAND	101	22/1,8	GELBWERDENDE OBERE, VER- TROCKNETE UNTERE BLÄTTER	1-5	—
—	—	—	—	—	—	—	VII. 28-29.	123 REIFER ZUSTAND	101	21/1,8	BRAUNE OBE- RE, TROCKENE UNT. BLÄTTER	1-5	—

Abb. 1. Die morphologischen und Sammlungsangaben des auf Alkaloidgehalt untersuchten Materials (SB-Sorte)

Pflanze festzustellen. In den Laubblättern geht die Ausbildung des Morphingehalts anders vor sich, als in der Wurzel. Am Anfang (III) tritt nämlich ein niedriger Wert (0,19–0,42%) in Erscheinung. Später steigt die Konzentration allmählich an, um zur Zeit der Halbreife ihren maximalen Wert (1,27%) zu erreichen. Nachher, im Reifezustand, nimmt der Morphingehalt auf eine der Wurzel ähnliche Weise ab und nähert sich ungefähr dem Ausgangswert. Das Verhalten des Morphinbasengehalts im Stengel ist dem der Blätter am meisten ähnlich und zeigt

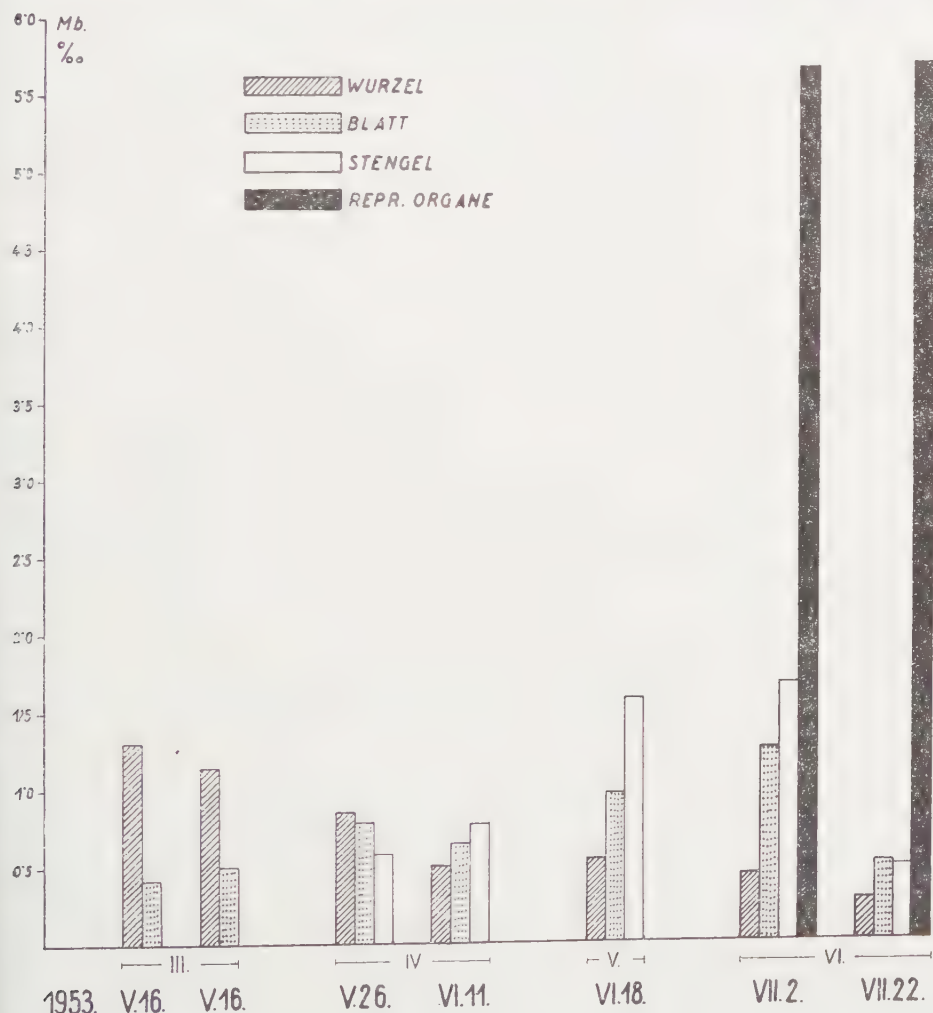


Abb. 2. Die organweise Verteilung des Morphinbasengehaltes vom Rosettenstadium bis zum vollreifen Kapselstadium, bei den Pflanzen der SB-Sorte (Erstes Versuchsjahr)

nur darin eine Abweichung, dass die Werte – abgesehen vom Anfangsstadium des Stengelwachstums – höher sind. Das in den halbreifen Pflanzen nachweisbare Morphinmaximum beträgt 1,70%, während das am Ende der Vegetationsperiode feststellbare Minimum von 0,50%, fast gleichwertig mit dem der Blätter ist. Bei den samenlosen Früchten im halbreifen und reifen Zustand übertrifft der Morphinbasengehalt bedeutend die höchsten Werte der vegetativen Organe, ansonsten sind die Resultate in den beiden Zuständen nahezu gleich (5,69% bzw. 5,77%).

Die Veränderung im **Gesamtgehalt der Nebenalkaloide** der einzelnen Organe ist eine sehr interessante Erscheinung und lässt — im Vergleich zu dem Morphingehalt — fast bei jedem Organ eine auffallende Abweichung erkennen. Die Graphikone der Abb. 3 gestatten nämlich die Feststellung, dass die Wurzel (mit Rosettenblättern) im jungen Zustand zwar viele Nebenalkaloide, doch keinesfalls in maximaler Menge, enthält (0,78 ‰). Etwas später kann eine kleinere-grössere Abnahme, nachher — im halbreifen Zustand — eine augenfällige Erhöhung festgestellt werden (1,24 ‰). In vollreifem Zustand sinkt der Wert fast auf das Minimum (0,34 ‰). Im Blatt ist im allgemeinen im Laufe der Vegetationsperiode keine so extreme Wertverschiebung festzustellen, wie in der Wurzel. Das Maximum (0,77 ‰) tritt im Knospenzustand in Erscheinung. In der Reihe der vegetativen Organe enthält zweifellos der Stengel in der grössten Menge die Nebenalkaloide. Im Laufe der Vegetationsperiode übertreffen die Werte, die sich auf das Stengelwachstum, die Blüte und den Reifezustand beziehen, um mehr als das Zweifache den sowohl in der Wurzel, als auch in den Laubblättern festgestellten Gehalt an Nebenalkaloiden. Als besonders interessant muss der Umstand bezeichnet werden, dass der Stengel im halbreifen Zustand fast um 0,5 ‰ den Wert der Kapseln übertrifft, ja sogar auch im reifen Zustand um 0,2 ‰ grösser ist.

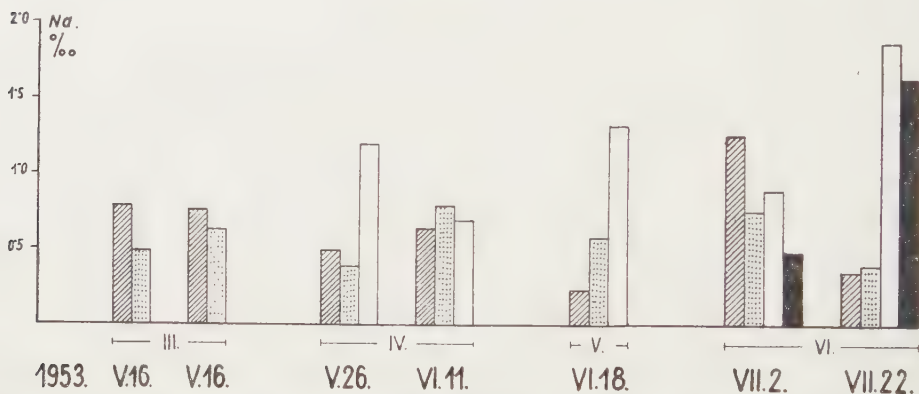


Abb. 3. Die organweise Verteilung des Gesamtgehaltes an Nebenalkaloiden vom Rosettenstadium bis zum vollreifen Kapselstadium, bei den Pflanzen der SB-Sorte (Erstes Versuchsjahr). Bezeichnung der Organe nach Abb. 2

Bei der Besprechung der Resultate der zu **verschiedenen Tageszeiten** durchgeführten Untersuchungen, sei vor allem auf die in den Abb. 4 und 5 dargestellten Graphikone hingewiesen, in denen in ‰ ausgedrückt, einesteils der Morphin-, andernteils der Nebenalkaloiden-Gehalt der untersuchten Organe erkennbar ist und zwar in Relation zu den zu verschiedenen Tageszeiten durchgeführten Sammlungen. Die drei, zu nacheinander folgenden Zeitpunkten durchgeführten Untersuchungs-Serien gestatten im wesentlichen folgende Feststellungen:

In der ersten Untersuchungsreihe (19. Juni) zeigt der Morphingehalt der Wurzel von 5 Uhr früh an, während der ersten 12 Stunden, nahezu ähnliche Werte (0,16 - 0,13 ‰), um dann in den Nachtstunden in geringem Masse anzusteigen (0,29 ‰). — Demgegenüber zeigen der Stengel und die Blätter vormittags 11 Uhr den höchsten Wert (1,25 bzw. 0,97 ‰). Zur selben Zeit konnte in dem im Wachstum befindlichen Fruchtknoten, im Vergleich zu den vegetativen Organen, ein sehr auffallender Wertzuwachs beobachtet werden (3,82 - 3,74 ‰), der jedoch zu den von uns aufgenommenen Tageszeiten keine bedeutendere Schwankung erkennen lässt. Fünf Tage später (24. Juni) tritt in der zweiten Untersuchungsreihe, sowohl in den vegetativen, als auch in den reproduktiven Organen, vormittags ein Maximum in Erscheinung (0,53, 0,97, 1,25, 3,86 ‰). Später, in den Nachmittagsstunden, kann in allen Teilen, mit Ausnahme der Wurzel, eine bedeutende Wertabnahme beobachtet werden. Schliesslich kann in den Nachtstunden, gleichmässig in allen vier Organen, ein zweites Maximum angenommen werden.

In der dritten Versuchsserie, wenn sich die Kapseln in einem nahezu halbreifen Zustand befinden, kann der Stoffwechsel der Mohnpflanze, vom Standpunkte der Morphinbildung und Anhäufung, scheinbar recht verschieden sein. — Der Stengel und die Blätter folgen — mit einem ein wenig grösseren Wert — der im vorigen Stadium beobachteten Schwankung, hin-

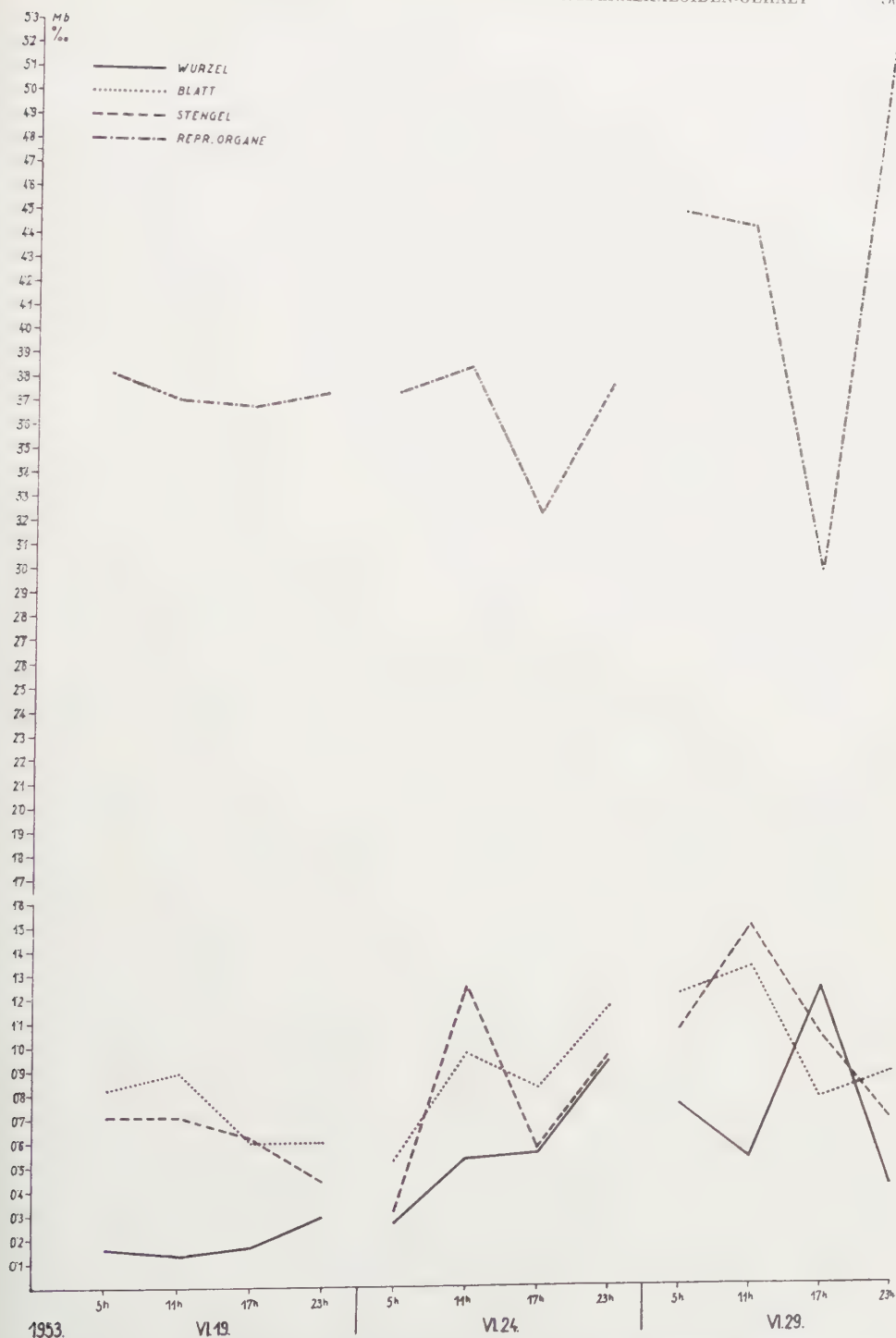


Abb. 4. Die den Tageszeiten entsprechende Schwankung im Morphinbasengehalt zur Zeit der Kapsel- und Samenreife (Erstes Versuchsjahr)

gegen muss an einen gewissen Zusammenhang zwischen dem Wurzelsystem und den Kapseln gedacht werden. Der in den frühen Morgenstunden feststellbare Morphingehalt steigt nämlich, nach einer im Laufe des Vormittags in der Wurzel auftretenden plötzlichen Abnahme (0,53%), allmählich an, um in den Nachmittagsstunden sein Maximum (1,25%) zu erreichen. Dann sinkt derselbe mit einer plötzlichen Abnahme in den Nachmittagsstunden wieder auf das Minimum (0,41%). Demgegenüber lässt der Morphingehalt der Kapseln, zwar mit hervorspringendem Wert, eine gerade entgegengesetzte Schwankung erkennen, denn das relative Maximum des Vormittags wird nachmittags von einer auffallend grossen Wertabnahme abgelöst, welche letztere mehr als 1% beträgt. In den Abendstunden, wenn die Morphinkonzentration in der Wurzel im Abnehmen begriffen ist, steigt dieselbe in den Kapseln gleichzeitig an, um Abends 23 Uhr das Maximum zu erreichen (5,24%).

Wenn wir die den Tageszeiten entsprechende Schwankung im Nebenalkaloiden-Gehalt näher untersuchen (Abb. 5), bietet sich uns das Bild sehr bedeutender Bewegungen, ein Um-

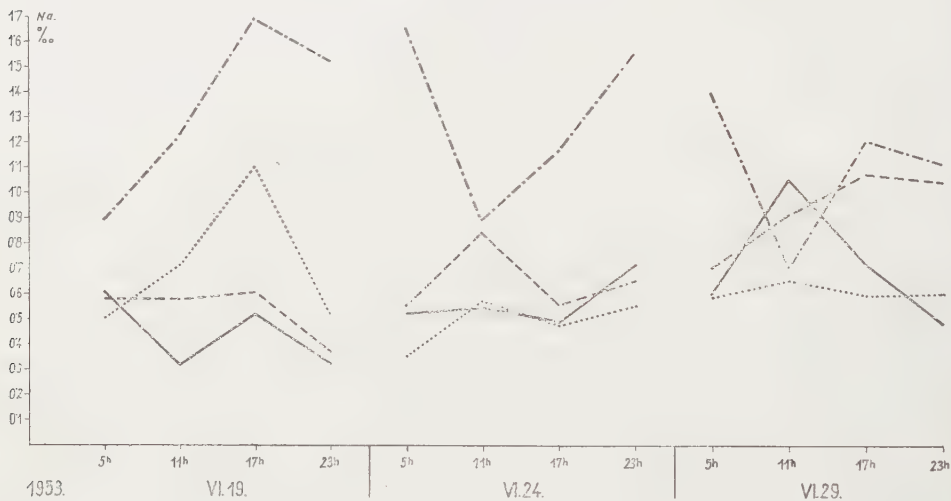


Abb. 5. Die den Tageszeiten entsprechende Schwankung im Gesamtgehalt der Nebenalkaloide zur Zeit der Kapsel und Samenreife (Erstes Versuchsjahr). Die Bezeichnung der Organe nach Abb. 4

stand, der auch in den Untersuchungsergebnissen der Nebenalkaloide während der Vegetationsperiode zu beobachten ist. — Nach der Blüte (19. Juni) kann in jedem Organ um 17 Uhr ein Maximum festgestellt werden. Diese Werte sind, mit Ausnahme der Kapseln, stets höher, als die vom Morphinmaximum in denselben Organen gezeigten Werte. Nach einigen Tagen zeigt sich jedoch bei den vegetativen Organen (ähnlich dem Morphin) um 11 Uhr eine Erhöhung, während das Minimum in den Nachmittagsstunden in Erscheinung tritt. Hingegen ist bei den reproduktiven Organen die Lage gerade umgekehrt und die Wertunterschiede sind in jedem Fall grösser. — Im halbreifen Zustand der Kapseln ist auch hier — ähnlich den Morphinbeobachtungen — der charakteristische Zusammenhang zwischen Wurzel und Kapsel vorhanden, doch zeigt sich dies im vorliegenden Fall in den Vormittagsstunden.

Obwohl in beiden Graphikonen nur eine herausgegriffene Einzelheit im endogenen Rhythmus der Pflanze festgehalten wird, geben sie dennoch einen entsprechenden Beweis dafür, dass auch im Mohn, ähnlich der bei den anderen Alkaloid-Pflanzen beobachteten, den Tageszeiten entsprechenden Schwankung, in bezug auf die Bewegung der Wirkstoffe eine gewisse Gesetzmässigkeit angenommen werden kann.

Auf diese Resultate gestützt waren wir im zweiten Versuchsjahr bestrebt, unsere Untersuchungen auch auf die übrigen Stadien in der Ontogenese des Mohns auszudehnen und die organweise Verteilung der Mohn-Alkaloide — vom Samenzustand bis zur Kapselreife — mit entsprechender Aufmerksamkeit zu verfolgen.

Die den Morphinbasengehalt betreffenden Resultate der im zweiten Versuchsjahr durchgeführten Untersuchungen wurden — in bezug auf beide Versuchsstationen — in der Abb. 6

veranschaulicht. In der einen komplexen Charakter aufweisenden Tabelle ist in der links- und rechtsseitigen vertikalen Achse der relative Morphinbasengehalt der Organe mit der Länge der den Versuchsgebieten und den morphogenetischen Stadien nach gesonderten, horizontal angeordneten Säulen, in Werten ausgedrückt. In der unteren horizontalen Achse sind von beiden Seiten nach innen zu die Werte aufgenommen. Neben dem den relativen Morphinbasengehalt wiedergebenden Graphikonsystem sind die untereinander angeordneten Kreisdiagramme herben, auch den absoluten Morphingehalt — vom Stengelwachstum angefangen — zu veranschaulichen. Die Grösse des Kreises steht jeweils im Verhältnis zum absoluten Morphin-

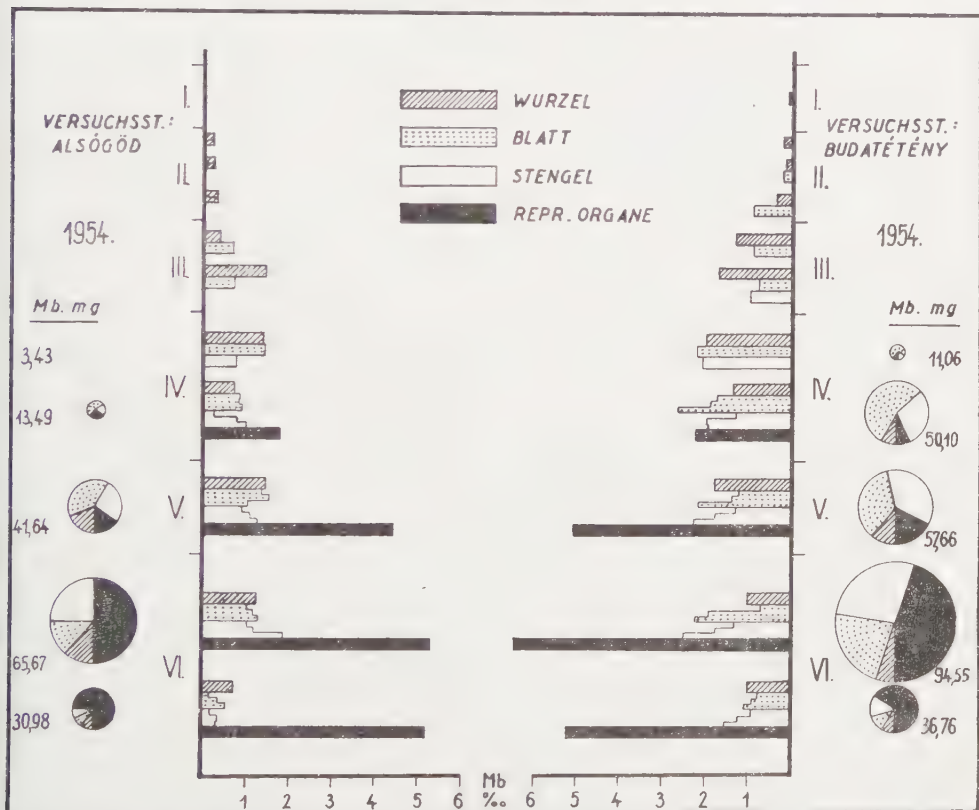


Abb. 6. Die organweise Veränderung im Morphinbasengehalt — in beiden Versuchsstationen — während der Vegetationsperiode, bei den Pflanzen der SB-Sorte (Zweites Versuchsjahr)

gehalt der in den verschiedenen Stadien der Entwicklung befindlichen Pflanzen. Dieser Morphin-gehalt ist in mg ausgedrückt. Die Kreissegmente deuten auf die prozentuelle Verteilung des Morphinbasengehaltes in den verschiedenen Organen der Pflanzen.

Bezüglich des relativen Morphinbasengehaltes wurde folgendes festgestellt. Das Morphin kann im reifen Samen überhaupt nicht oder nur in Spuren nachgewiesen werden, was auch auf Grund der in Budatétény durchgeführten Untersuchungen festgestellt werden kann (Abb. 6. I). Diese Spuren können jedoch auch infolge der Anwesenheit der dem Samen anhaftenden Opiumteilchen entstehen. Im folgenden Stadium (II) konnte — vom Durchbruch der Samenschale angefangen, also beim Erscheinen der primären Wurzel — Morphin in allen Fällen festgestellt werden (0,16–0,18 %). Gleichzeitig mit der Entwicklung der Keimblätter und der primären Laubblätter erscheint zwar in den Wurzeln eine gewisse Erhöhung (0,28–0,37 %), doch wird sie vom Morphingehalt der primären Blätter bedeutend übertroffen (0,87 %). Demgegenüber weisen die Wurzeln im Rosettenstadium (III 2) abermals einen maximalen Wert auf (1,40–1,72 %). Zur Zeit des Stengelwachstums (IV 1) ist das Morphin in allen Organen

nahezu gleichmässig verteilt. Im Sinne unserer Beobachtungen sind zu diesem Zeitpunkt sowohl die Wurzeln, als auch die Blätter und Stengel reichlich mit Milchsafte versorgt. Hingegen ist beim Erscheinen der Hauptknospe (IV/2), wenn der entwickelte Stengel mit den darauf befindlichen Blättern bereits in drei Abschnitten, getrennt, untersucht wurde, eine Abnahme im relativen Werte des Morphinbasengehaltes hauptsächlich im Wurzelsystem, doch in geringem Masse auch im Stengel zu beobachten. Zur gleichen Zeit erreicht der Morphingehalt in der entwickelten Knospe — im Vergleich zu den vegetativen Organen — bereits ein ziemlich hohes Niveau. — Zur Zeit der Vollblüte (V) kann — im Gegensatz zum vorigen Stadium — in den Wurzeln ein geringes Ansteigen beobachtet werden (1,37—1,46%). Später tritt — über den halbreifen Zustand (VI) hinweg, bis zur Fruchtreife — eine allmähliche, ungefähr 0,5% betragende Abnahme ein (0,72—0,95%). Ähnlich verhalten sich auch die Blätter und der Stengel. In diesen Organen zeigt sich, nach einem allmählichen Ansteigen, im halbreifen Zustand ein Maximum und zwar auf die Weise, dass die in den einzelnen Niveaus sich zeigenden Werte in allen Fällen von unten nach oben stets immer mehr zunehmen. Schliesslich tritt auch hier bis zur Fruchtreife eine bedeutende Morphinabnahme (cca. 1%) ein. Bei den reproduktiven Organen, also in den Blüten bzw. in den sich entwickelnden Kapseln und in den reifen Früchten, ist — gegenüber den vegetativen Organen — eine Differenz von mehreren Promillen festzustellen. Das Maximum (5,14—6,37%) kann im halbreifen Zustand gemessen werden. Dieser Wert nimmt bis zur Fruchtreife in geringem Masse ab. — Unsere die Menge des Milchsafte betreffenden Beobachtungen stehen im Einklang mit der Verschiebung des Maximums im Morphingehalt, da mit fortschreitender Samen- und Kapselreife in den Organen, von unten nach oben gerichtet, die Menge des ausfliessenden Milchsafte abnimmt. Im halbreifen Zustand kann nur mehr im oberen Drittel des Stengels und auf der Schnittfläche der Kapsel eine weissliche Flüssigkeit festgestellt werden.

Bei der Untersuchung des **absoluten Morphinbasengehaltes** sei vor allem auf die in Abb. 6 gezeigten Kreisdiagramme hingewiesen. — Die mit verschiedenen grossen Kreisen bezeichneten Mengen lassen deutlich erkennen, dass der absolute Morphingehalt — und das bezieht sich auf beide Versuchsstationen — von dem Stengelwachstum angefangen in allen Organen der Pflanze rapid zunimmt. Der die ganze Pflanze betreffende Spitzenwert (65,6 bzw. 94,5 mg) tritt zur Zeit der halbreifen Kapseln in Erscheinung, wenn die Früchte ihre endgültige Grösse bereits erreicht haben und die Versorgung der reifenden Samen mit Nährstoffen sich ihrem Ende nähert. Im weiteren Verlauf nimmt der absolute Morphingehalt bis zur vollen Reife ab und sinkt auf 40—45% der früheren Werte (30,98 bzw. 36,75 mg).

Die gesonderte Auswertung und der Vergleich des absoluten Morphingehaltes in den einzelnen Pflanzenteilen gestatten die Feststellung, dass die absolute Morphinmenge in der Wurzel und in den Blättern der Pflanze, von dem bei dem Stengelwachstum feststellbaren Wert von 1–8 mg. nach langsamem Ansteigen zu Beginn der Blüte oder während der ganzen Blüte, den Maximalwert d. h. 6–8 bzw. 15–27 mg erreicht. Im weiteren Verlauf der Ontogenese nehmen diese Werte rapid ab und in den erwähnten Organen der reifen (getrockneten) Pflanzen sind nur mehr ungefähr 3 mg zu finden.

Bezüglich des Stengels wurden in beiden Versuchsstationen im halbreifen Zustand die höchsten Werte (16–26 mg) festgestellt, während im reifen Zustand auch hier eine bedeutende Abnahme (2–4 mg) zu beobachten war. — In den Kapseln kann — wie dies auch bei den %-Werten beobachtet wurde — die bedeutendste Menge (33–42 mg) im halbreifen Zustand festgestellt werden, eine Menge, die ungefähr 42–50% des Gesamtmorphingehaltes der Pflanze entspricht. Im Reifezustand zeigt diese Menge zwar — ähnlich den übrigen Organen — eine gewisse Abnahme (23–25 mg), doch auch so beträgt sie noch ungefähr 70% von dem Gesamtmorphingehalt der Pflanze.

Den obigen Resultaten muss noch hinzugefügt werden, dass sie zum Grossteil mit der Trockengewichtszunahme der Organe im Zusammenhang stehen, während die bedeutende Zunahme im Morphingehalt der Kapseln mit den Trockengewichts-Verhältnissen nicht in Verbindung gebracht werden kann. Die im Reifezustand für die Organe charakteristische Wertabnahme kann schliesslich — zumindest teilweise — mit dem infolge der Trocknung eintretenden Zerfall erklärt werden.

In Ergänzung unserer im zweiten Versuchsjahr (1954), im Zusammenhang mit den während der Vegetationsperiode auftretenden Morphinschwankungen durchgeführten Untersuchungen wurde auch der **Morphingehalt in den Fruchtknoten**, später in den **halbreifen** sowie in den **reifen samenlosen Kapseln** eingehender analysiert. Jede Analyse erfolgte auf Grund der Untersuchungen von je 100–100 Kapseln. Die Kapseln wurden den Abschnitten nach getrennt und der absolute und relative Morphingehalt des Narbenkranzes, des oberen und unteren Teiles der Kapselwand, sowie des Fruchtstengels gesondert bestimmt. Schliesslich wurde auch festgestellt, wieviel Prozenten der Morphinmenge aus der ganzen Kapsel der in den Abschnitten befindliche Morphingehalt entspricht (Abb. 7).

In bezug auf den relativen Morphinbasengehalt zeigten die Fruchtknoten einen Wert von 8,25 %, der sich bis zur Reife auf 4,61 % senkte. Diese allmähliche Abnahme kommt in den absoluten Mengen nicht zum Ausdruck. Auch im Laufe dieser Untersuchungen wurden — ähnlich den während der Vegetationsperiode die ganzen Pflanzen betreffenden Feststellungen — im halbreifen Zustand die grössten Werte gewonnen (9,91 mg), während bei den Knoten eine Menge von 2,62 mg, bei den reifen Kapseln eine von 7,51 mg festgestellt wurde. Aus den den relativen Morphingehalt der Kapselteile bezeichnenden %-Werten, aus den absoluten Mengen, oder aus den die prozentuelle Verteilung bezeichnenden Angaben geht klar hervor, dass ein Grossteil von dem Morphingehalt der Kapseln hauptsächlich in dem unteren und mittleren Teil der Kapselwand konzentriert ist, während der Fruchtstengel und der Narbenkranz nur einen verschwindend kleinen Bruchteil von der in der Frucht befindlichen Morphinmenge enthalten.

ABSCHNITT	FRUCHTKNOTEN AM 30. VI.			HALBREIFE KAPSELN 15. VII.			REIFE KAPSELN 29. VII.		
	%	mg	%-VERHÄLT	%	mg	%-VERHÄLT	%	mg	%-VERHÄLT
NARBENKRANZ	5,56	0,37	14,12	4,56	1,32	13,32	3,12	0,50	6,66
OB. K. WAND	7,06	0,56	21,38	6,96	2,99	30,17	6,45	2,39	31,82
UNT. K. WAND	10,50	0,82	31,30	6,80	3,60	36,33	7,40	3,92	52,20
FRUCHTST.	9,90	0,87	33,20	6,10	2,00	20,18	1,76	0,70	9,32
INSG.	8,25%	2,62mg	100%	6,11%	9,91mg	100%	4,61%	7,51mg	100%

Abb. 7. Der dem jeweiligen Abschnitt entsprechende Morphinbasengehalt in den Mohnkapseln zu den verschiedenen Zeitpunkten der Entwicklung (Zweites Versuchsjahr)

Im weiteren wird über die im Laufe der Vegetationsperiode beobachteten Veränderungen im Gesamtgehalt der Nebenalkaloide berichtet. Die diesbezüglichen Resultate sind in dem Graphikon und in den Kreisdiagrammen der Abb. 8 veranschaulicht. Die einzelnen Bezeichnungen und Einteilungen werden in ähnlichem Sinne verwendet, wie in Abb. 6, nur dass hier die %-Werte die Gesamtmenge der verschiedenen, teils Phenantren-, teils Isochinolin-Ring-Nebenalkaloide ausdrücken. Vom Anfangsstadium ausgehend kann gesagt werden, dass die reifen Samen Nebenalkaloide (Abb. 8 I) höchstens nur spurenweise enthalten, während in den abgewachsenen Samen ihre Anwesenheit überhaupt nicht nachgewiesen werden konnte. Demgegenüber zeigen sich die Nebenalkaloide zur Zeit der Keimentfaltung (II 1) bereits in einer gut messbaren Menge und ihr relativer Wert (0,39—0,83 %) ist grösser, als der des Morphins in der ähnlichen Periode (0,16—0,18%).

In den weiteren Stadien der vegetativen Entwicklung (II'2, III, IV/1) ist die Konzentration der Nebenalkaloide in der Wurzel der in der Versuchsstation Budatétény gezüchteten Pflanzen in allen Fällen grösser, als in den gleichaltrigen Laubblättern. Der grösste Wert (erstes Maximum) zeigt sich in dem dem Stengelwachstum unmittelbar vorangehenden Zustand (0,92 %). Während dieser Zeit bewegt sich der Nebenalkaloiden-Gehalt der Laubblätter nahezu auf dem gleichen Wertniveau und geht nur zu Beginn der reproduktiven Phase, hauptsächlich in den tieferen Blättern, in ein Maximum über (0,87 %). Zu dieser Zeit zeigt sich auch in der Wurzel eine zweite Erhöhung, die jedoch geringer ist, als das vorher erwähnte Maximum (0,89%).

Dann erfolgt in beiden Organen eine allmähliche Abnahme, die in der vollreifen Pflanze auf das Minimum sinkt — Die Menge der im Stengel befindlichen Nebenalkaloide zeigt — im Vergleich zu der der Wurzeln und der Blätter — eine anders geartete Schwankung, da sie von allem Anfang an, sowohl in der Vegetativen, als auch in der reproduktiven Phase, durch ein allmähliches Ansteigen mehr oder weniger die in den erwähnten Organen festgestellten Werte übertrifft. Zur Zeit des Stengelwachstums bzw. der Stengelausbildung, also in den III/2 und IV/1 Stadien der Ontogenese, kann zuerst eine grosse (0,84‰), dann eine etwas kleinere Konzentration beobachtet werden. Später, im Knospenzustand (IV/2), zeigt sich ein auffal-

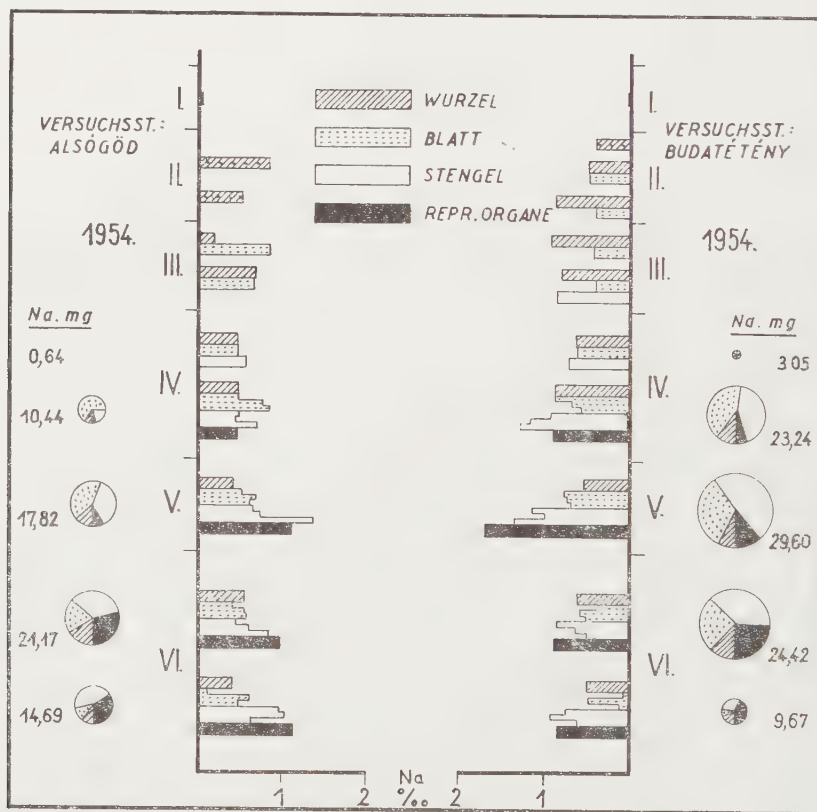


Abb. 8. Die organweise Veränderung im Gesamtgehalt der Nebenalkaloide — in beiden Versuchsstationen — während der Vegetationsperiode, bei den Pflanzen der SB-Sorte (Zweites Versuchsjahr)

lender Anstieg in allen drei Abschnitten des Sprosses (0,91, 1,17, 1,27 ‰, durchschnittlich 1,11 ‰). Im folgenden Stadium, d. h. zur Zeit der vollen Blüte (V), führt das weitere Ansteigen besonders im oberen Drittel — im Gegensatz zu den Blättern und der Wurzel — zu einem beträchtlichen Maximum (1,35, durchschnittlich 1,16 ‰). Im weiteren, abschliessenden Verlauf der reproduktiven Entwicklung (VI 1, VI 2) sinkt die relative Menge der Nebenalkaloide fast auf die Hälfte (durchschnittlich 0,65‰), um im vollreifen Zustand, mit durchschnittlich 0,75 ‰, ein geringeres Ansteigen zu zeigen.

Im Vergleich zu den vegetativen Pflanzenteilen schwankt der Nebenalkaloiden-Gehalt in den reproduktiven Organen (Blütenknospe, Blüte, halbreife und reife Frucht) nicht in solchem Masse, wie das im Falle des Morphingehaltes zu beobachten ist. Während der in der Knospe gefundene Wert geringer ist, als die in dem Stengel befindliche Menge, erhöht sich in der Blütezeit die Konzentration der Nebenalkaloide auf ein Maximum (1,70‰), wobei der Durchschnittswert des Stengels jedoch nur mit 0,54‰ übertroffen wird. Dann folgt ein

bedeutender Rückfall (0,88 %) und zur Zeit der Kapselreife (VI 1), sowie im reifen Zustand (VI 2) übertrifft die Menge der Nebenalkaloide nur in geringem Masse den Durchschnittswert in den drei Abschnitten des Stengels.

Die an dem Material von Alsógd durchgeführten Untersuchungen führten im grossen und ganzen zu ähnlichen Resultaten, wie bei den in Budatétény gezeuhteten Pflanzen. Obwohl sich bei der Untersuchung der Anfangsphasen der vegetativen Entwicklung (II, III, IV) im Nebenalkaloiden-Gehalt der einzelnen Pflanzen eine etwas anders geartete Schwankung zeigt, als im Versuchsmaterial von Budatétény, kann — vom Zustand der vollen Blüte an bis zur Frucht reife — zumindest bei einem organweisen Vergleich, der Charakter der Konzentrations-Veränderung in den Pflanzen beider Versuchsstationen, mit Ausnahme der halbreifen (0,96 %) und der reifen Kapseln (1,11 %), als nah zu übereinstimmend bezeichnet werden. In den letzteren wurde nämlich eine verhältnismässig hohe Konzentration gefunden, die fast dieselben Werte zeigte, wie in den reproduktiven Organen der in voller Blüte (V) stehenden Pflanze (durchschnittlich 1,08%).

Nach der übersichtlichen Beschreibung der relativen Quantitätsveränderungen der Nebenalkaloide, sei hier noch kurz auch auf die Resultate hingewiesen, die die in den Pflanzen verschiedenen Alters bzw. in deren einzelnen Organen vorkommenden **absoluten Mengen** betreffen. Die in Abb. 3 gezeigten Kreisdiagramme veranschaulichen die Gestaltung der quantitativen Verhältnisse von der Stengelausbildung (IV 1) bis zur Frucht reife (VI 2). Aus einem Vergleich innerhalb der beiden Versuchsstationen und zwischen denselben, geht eindeutig hervor, dass die grösste Menge an Nebenalkaloiden, im Versuchsmaterial von Alsógd, zur Zeit des Knospenzustandes (IV 2) in den Blättern, nachher bis zu Ende in den Stengel, bei den in Budatétény gezeuhteten Pflanzen hingegen im Stengel, im reifen Zustand jedoch in der Kapsel enthalten ist. In dieser Hinsicht zeigt sich also — im Vergleich zur Verteilung des absoluten Morphingehaltes — eine wesentliche Abweichung (Abb. 7). Übrigens konnte die maximale absolute Menge der Nebenalkaloide, auf die ganze Pflanze bezogen, im Versuchsmaterial von Budatétény zur Zeit der Vollblüte mit 29,60 mg. im Versuchsmaterial von Alsógd hingegen im ersten Drittel der Kapselentwicklung mit 21,17 mg bestimmt werden. Diese Werte verringern sich in den reifen Pflanzen um 30–70%, was vermutlich mit dem im Laufe der Trocknung eintretenden Zerfall erklärt werden kann.

Bei einem Vergleich der im Laufe von zwei Jahren durchgeführten und oben beschriebenen verschiedenartigen Untersuchungen, muss vor allem der Umstand hervorgehoben werden, dass die Angaben, die sich auf die Verteilung der Mohnalkaloide während der Vegetationsperiode beziehen, nicht immer übereinstimmen, häufig sogar auch einander widersprechen. Es wäre deshalb noch verfrüht, irgendwelche gesetzmässige Folgerungen — sei es in bezug auf die einzelnen Organe, sei es in bezug auf den Rhythmus innerhalb der Vegetationsperiode — zu ziehen. Deshalb erscheint es uns nötig, die diesbezüglichen eingehenden Untersuchungen weiter fortzusetzen.

Zusammenfassung und Besprechung der Resultate

In Zusammenfassung der Resultate unserer zweijährigen, die quantitative Veränderung und die organweise Verteilung des Morphins und der Nebenalkaloide betreffenden Untersuchungen, kann folgendes festgestellt werden. In den Wurzeln ist die relative Menge des Morphins im allgemeinen im Rosettenstadium bzw. zur Zeit des daran anschliessenden Stengelwachstums am grössten, um dann allmählich abzunehmen. Zur gleichen Zeit lässt der Gehalt an Nebenalkaloiden ziemlichliche Schwankungen erkennen und obwohl er mit der fortschreitenden vegetativen Entwicklung (im Rosettenstadium) ein bedeutendes Ansteigen zeigt, tritt zur Zeit der Stengelausbildung eine Abnahme ein. Später, zu Beginn der reproduktiven Phase und im halbreifen Zustand, ist ein Maximum zu beobachten, das im reifen Zustand auf einen Minimalwert sinkt.

Der Morphingehalt der Blätter zeigt am Anfang einen niedrigen Wert und das Maximum verschiebt sich mehr in die reproduktive Phase, um, nach

Beendigung des Kapselwachstums, auf das Minimum zu sinken. Dem Morphin einigermaßen ähnlich ist das Verhalten der Nebenalkaloide, da sie ihre maximale Konzentration zu Beginn des reproduktiven Stadiums (im Knospenzustand) erreichen. Im weiteren Verlauf ist eine mit der Wurzel nahezu übereinstimmende Abnahme zu beobachten.

Der Morphingehalt des Stengels erhöht sich gleichmässig bis zum Ende des Kapselwachstums und nähert sich im Reifezustand den niedrigen Werten der Laubblätter. Demgegenüber zeigt sich das Konzentrationsmaximum der Nebenalkaloide zur Zeit der vollen Blüte. In den späteren Stadien erfolgt eine Wertabnahme gewissen Grades, die jedoch nicht so beträchtlich ist, wie in den beiden vegetativen Organen, manchmal übertrifft sie sogar auch die in der Kapsel befindliche Menge.

Schliesslich erreicht der Morphingehalt der reproduktiven Organe bzw. der Kapseln, vom Knospenzustand an. — mit einem plötzlichen Ansteigen — nach Beendigung des Kapselwachstums, sein Maximum, dem dann in der reifen Pflanze meistens eine geringe Wertabnahme folgt. Aus unseren Untersuchungen des zweiten Versuchsjahres geht hervor, dass die Nebenalkaloide in denselben Organen zur Zeit der vollen Blüte in der grössten Menge nachweisbar sind.

Eine gewisse Gesetzmässigkeit in den von uns beschriebenen Resultaten kann zwar festgestellt werden, doch die sich in den einzelnen Organen zeigenden, den Versuchstationen entsprechenden Wertverschiebungen fordern Überlegung und ermöglichen — in Ermangelung einer entsprechenden Bestätigung — noch keine Verallgemeinerung.

Übrigens gestatten die erzielten Resultate, wenn auch unter gewissem Vorbehalt, auf die Bildung und auf einige interessante Einzelheiten im endogenen Rhythmus der Mohnalkaloide zu folgern.

Im weiteren werden die Resultate mit den diesbezüglichen literarischen Angaben verglichen. Letztere wurden teils bestätigt, teils als widersprechend befunden. Unsere den Morphingehalt der reifen Samen betreffenden Feststellungen, wonach in diesen Morphin und Nebenalkaloide entweder überhaupt nicht oder nur in Spuren nachgewiesen werden konnten, stimmen teilweise mit den Resultaten von KERBOSCH [12] und VAN ITALIE [30] überein. Genannte Forscher fanden in den Samen gleichfalls Narkotin-Spuren bzw. Papaverin und minimales Morphin. Annehmbar erscheint uns jedoch die Feststellung von WEGNER [31], der den Nachweis des Alkaloiden-Gehaltes auf die Anwesenheit von Opiumspuren zurückführt. Auch KOPP und Mitarbeiter [13] konnten nur in den in Entwicklung begriffenen unreifen Samen Morphin quantitativ bestimmen. Hingegen stellten sie bei Beginn der Keimung in den primären Wurzeln das Morphin- und Nebenalkaloiden-Niveau ausdrücklich fest. Die Konzentration der letzteren übertrifft — im Sinne unserer Resultate — selbst den Wert des Hauptalkaloids (Morphin). KERBOSCH gelangte — obwohl er quantitative Anga-

ben veröffentlicht — im Zusammenhang mit den Nebenalkaloiden, genauer gesagt mit dem Narkotin, zu einer ähnlichen Feststellung. Auch MORITZ [16] hielt es für erwähnenswert, dass in einem praktisch alkaloidfreien Samen, bei Beginn der Keimung, die Alkaloide, vor allem das Narkotin, erscheinen. Im Gegensatz zu den bisher angeführten Verfassern stellt MÜLLER [21] fest, dass die Alkaloide dann erscheinen, wenn die Pflanzen zwei Wochen alt sind und eine Länge von 10—15 cm erreichten. Seine Resultate widersprechen sowohl den Angaben der Fachliteratur, als auch unseren eigenen Erfahrungen und wir können ihm in dieser Hinsicht nicht beipflichten. Nach dem Erscheinen der Keimblätter und der primären Laubblätter fanden wir in beiden Versuchsserien auch in den Blättern einen ansehnlichen Morphin- und Nebenalkaloidengehalt, während WEGNER bei Pflanzen ähnlichen Alters nur in der Wurzel Morphin feststellte.

Im weiteren behandeln wir etwas eingehender die neuen literarischen Angaben, die sich mit der Frage der Bildung des Morphins während der Vegetationsperiode, mit seiner etwaigen Wanderung und seiner organweisen Verteilung beschäftigen. Hier seien vor allem die Feststellungen von POETHKE und ARNOLD [22] erwähnt. Die von genannten Forschern erzielten Resultate stimmen mit unseren eigenen Feststellungen insoweit überein, dass der Morphingehalt der Wurzel zweifellos im jungen Alter (im Rosettenstadium) am grössten ist, um später, in der reifen Pflanze, nach einer geringeren Schwankung, auf ein Minimum zu sinken. Bezüglich der übrigen vegetativen Organe zeigt sich in unseren Resultaten bereits eine gewisse Abweichung. Nach den Angaben der genannten Autoren tritt das Maximum des relativen Morphingehaltes in den Blättern der Pflanze zur Zeit der Knospenentfaltung, im Stengel hingegen in dem der Blütezeit folgenden Stadium in Erscheinung. Im Zusammenhange damit kann das von ihnen erzielte Resultat, wonach im Stengel zu diesem Zeitpunkt mehr Morphin wäre als in der Kapsel, als auffallend bezeichnet werden. Unsere zweijährigen Untersuchungen, die den drei Versuchsstationen entsprechend, mit drei fast parallelen Serienangaben schlossen, gestatten die schon ziemlich überzeugende Folgerung, dass das Ansteigen im Morphingehalt der Blätter manchmal noch über den Knospenzustand hinaus anhalten und — die Blütezeit überdauernd — selbst noch in den halbreifen Zustand hinein reichen kann. Nachher tritt jedoch im reifen Zustand in allen Fällen eine auffallende Wertabnahme ein. Eine ähnliche Morphinanhäufung bzw. -abnahme wurde — und zwar noch viel ausdrücklicher — im Stengel der Pflanze, genauer gesagt in ihrem oberen Drittel, festgestellt. Diese war jedoch — in Abweichung von den Angaben der genannten Autoren — niemals so bedeutend, dass sie die relative Morphinmenge der sich entwickelnden Kapseln übertroffen hätte. Im übrigen sei im Zusammenhang mit obigen Ausführungen auf die wertvollen Beobachtungen von KÜSSNER, REITH, INDEMANS und BECKER [zit. 22, 31], doch besonders auf die alle Einzelheiten umfassenden, sehr gründlichen Untersuchungen

von WEGNER [31] hingewiesen. Letztgenannter Autor teilte — unter Berücksichtigung obiger Angaben — die Sprossachse des Mohns, d. h. den Stengel mit den daran befindlichen Blättern in drei Abschnitte und untersuchte gesondert den sich im Laufe der Vegetationsperiode zeigenden relativen und absoluten Morphingehalt der unteren, mittleren und oberen Abschnitte. Die mitgeteilten Durchschnittswerte errechnete der Forscher auf Grund der analytischen Angaben solcher Untersuchungsproben, die zumindest 20 Pflanzenexemplaren der blausamigen Peragis-Sorte mit geschlossener Kapsel entnommen wurden. WEGNER wollte mit seinen Untersuchungen einesteils die Frage beantworten, ob in dem Mohn die Stelle der Alkaloid-Bildung, d. h. der Morphin-Bildung an ein einziges Organ (z. B. an die Wurzel) gebunden wäre, oder ob auch die übrigen Organe zu einer solchen Synthese fähig wären, andernteils wollte er feststellen, ob dem Stengel in bezug auf die Alkaloide d. h. in bezug auf das Morphin eine fördernde, bewegende Funktion zufällt. In den erzielten Resultaten sieht auch der Forscher selbst noch keine Bestätigung, weder für eine Lokalisation der Morphin-Biogenese in der Wurzel, noch für eine in dem Stengel (genauer gesagt in den Milchgefässen) vor sich gehende Alkaloidenwanderung. Er ist deshalb auf Grund einer Hypothese eher zur Annahme bereit — die übrigens auch von KOPP und Mitarbeitern vertreten wird —, dass sich bei der von ihm untersuchten Sorte das Morphin hauptsächlich in der Wurzel bildet, dann in den Stengel empordringt und sich schliesslich (zur Zeit der Reife) in den Kapseln anhäuft. Er fügt jedoch hinzu, dass er seine Überlegungen in keiner Hinsicht als allgemein gültig betrachtet. Obwohl es dem Forscher nicht gelang, die Frage des Bildungsortes und der Wanderung des Morphins auf eine überzeugende Weise zu lösen, verdanken wir ihm viele wertvolle Einzelangaben, die uns der endgültigen Erkenntnis des Fragenkomplexes, besonders in bezug auf die organweise Verteilung des Morphingehaltes während der Vegetationsperiode, etwas näher bringen. Da auch wir im Laufe unserer Untersuchungen in bezug auf die drei Abschnitte (oberes, mittleres, unteres Drittel) des Sprosses eine Morphin- und Nebenalkaloiden-Bestimmung durchführten, bot sich uns Gelegenheit die eigenen Resultate approximativ mit denen von WEGNER zu vergleichen. Unsere Feststellungen konnten nur zum Teil übereingestimmt werden. Ein erwähnenswerter Unterschied besteht darin, dass in unserem Untersuchungsmaterial die Werte des Morphingehaltes in den einzelnen übereinander liegenden Abschnitten im Laufe der Entwicklung fast proportional auf die Weise ansteigen, dass in den unteren Abschnitten fast immer die verhältnismässig geringste, in den oberen hingegen die höchste Konzentration zu finden ist (Abb. 6). Ferner muss noch der Umstand hervorgehoben werden, dass zur gleichen Zeit, in den generativen Organen, also in der Knospe, in der entfalteten Blüte und in der wachsenden Kapsel, eine den drei Abschnitten des vegetativen Sprosses ähnlich beständige, doch viel bedeutendere Morphinanhäufung in Erscheinung tritt. Auf Grund dieser Ausführungen kann keines-

falls angenommen werden, dass der in den Kapseln nachweisbare, bedeutende Morphinüberschuss ausschliesslich auf eine Translokation zurückzuführen wäre.

Bezüglich des Morphingehaltes der reifen Kapseln sind die Auffassungen — wie bereits in der Einleitung ausgeführt — stark divergierend. Auf Grund der eigenen Resultate können die Feststellungen von FUCHS [5], BAGGESGAARD-RASMUSSEN [1], zum Teil auch die von POETHKE und ARNOLD [22] bestätigt werden, wonach der Morphingehalt im reifen Zustand — im Gegensatz zu den halbreifen Früchten — in geringem Masse abnimmt. Was den Morphingehalt in den einzelnen Abschnitten der Kapsel betrifft (Abb. 7), können die Resultate von BAGGESGAARD-RASMUSSEN und teilweise die von TOMKO und WAGENHOFER bestätigt werden. Die genannten Verfasser nehmen in der Kapselwand und im unteren Teil derselben den höchsten Wert an. Hingegen können wir den Feststellungen von GUILLAUME und FAURE, wonach — im Gegensatz zu den übrigen Kapselteilen — im Narbenkranz das meiste Morphin zu finden wäre, nicht beipflichten.

Schliesslich wollen wir noch kurz auf die Hypothesen eingehen, die mit der Lokalisation und der Wanderung der Morphinbildung im Zusammenhang stehen. In der literarischen Zusammenfassung wurde der Umstand hervorgehoben, dass man bestrebt war, in den Untersuchungen, die sich in den letzten Jahren mit der Verteilung des Morphins während der Vegetationsperiode beschäftigten, auch eine Erklärung für die Bildung der Alkaloide zu finden. Im grossen und ganzen wurde durch das früheste Erscheinen des Morphins im Wurzelsystem — zur Zeit des Rosettenstadiums der Pflanze — die Meinung motiviert, wonach man in der Wurzel das erste synthetisierende Organ sah. Im Laufe der weiteren Untersuchungen konnte mit fortschreitender Vegetationsperiode festgestellt werden, dass sowohl die Verlegung des maximalen Morphingehaltes in die oberen Regionen der Pflanze, wie auch später, daran anschliessend, die in den Kapseln beobachtete beträchtliche Morphinanhäufung mit einer solchen Annahme im Zusammenhang stehen, wonach — ähnlich wie bei vielen anderen, Alkaloide enthaltenden Pflanzen — die primäre Stelle der Synthese die Wurzel sein muss, von wo die übliche Zirkulation der Säfte die entstandenen Alkaloide in die oberen Teile führt, eine Aufgabe, die im Falle des Mohns vermutlich dem Milchsaft zufällt.

Natürlich kann diese Hypothese nur als ein Beispiel angeführt werden, nur als eine teilweise Erklärung für die Bildungs- und Verteilungsmöglichkeiten, wie dies übrigens auch von WEGNER hervorgehoben wird. Im erweiterten Sinne kann aber auch auf die die Solanaceae-Pflanzen betreffenden und teilweise auch auf Pfropfungs-Versuche basierenden Resultate hingewiesen werden (MOTHES [17, 18], MOTHES—ROMEIKE [19, 20], DAWSON [4], ILJIN [8], SCHMIDT [24]). Auf Grund dieser Versuche kann heute bereits als erwiesen betrachtet werden, dass bei den erwähnten Pflanzen, ausser der Wurzel, auch andere

Bildungsstellen möglich sind. So können sich z. B. in den Blättern, in den Spross-Vegetationskegeln oder in geringem Masse auch in den Samen und Früchten Alkaloide bilden. Es konnte ferner festgestellt werden [20], dass sich die in den Wurzeln entstandenen Alkaloide (als primäre Stoffe) in einem bestimmten Segment der Blätter in das für die Pflanze spezifische Alkaloid umwandeln und von da auch in die übrigen Organe abwandern können.

Unsere Untersuchungsergebnisse, die sich in erster Reihe auf die Feststellung der in den Organen vor sich gehenden Morphin- und Nebenalkaloidenverteilung beziehen, lassen gleichzeitig auch erkennen, dass im Laufe der Vegetationsperiode auch eine den Tageszeiten entsprechende, organweise Alkaloidwanderung möglich ist. Besonders im Morphin- und Nebenalkaloidengehalt der Wurzel und der reifenden Kapseln zeigt sich ein gewisser Zusammenhang (Abb. 4 und 5). Ferner wird durch unsere Angaben auch die Annahme bestätigt, wonach vom Standpunkt der Alkaloidsynthese — neben der Wurzel — auch andere Organe in Frage kommen können. In diesem Zusammenhang muss noch hervorgehoben werden, dass die beträchtliche Bildung und Anhäufung des Morphins und der Nebenalkaloide fast in allen Organen beim Erscheinen der Blüten, später parallel mit der Entwicklung der Früchte und der Samen zu beobachten ist (Abb. 6, 7, 8), also zu einem Zeitpunkt, zu dem ein erhöhter Nitrogen-Stoffwechsel bzw. im erweiterten Sinne auch eine Eiweiss-Synthese angenommen werden kann. Bezüglich der Möglichkeit eines etwaigen Zusammenhanges zwischen der Eiweiss-Synthese und der Alkaloidbildung berufen wir uns u. a. auf die Angaben von PICTET und ROBINSON [zit. 11]. WEGNER berichtet in einer seiner letzten Arbeiten über die Untersuchung der ihrer vegetativen Organe beraubten Pflanzen [32]. Aus den von ihm veröffentlichten serienweisen Angaben geht hervor, dass in den dekapitierten Pflanzen — im Gegensatz zu den Kontrollpflanzen — viel weniger Morphin zu finden war und der Unterschied mit dem absoluten Morphingehalt der Kapsel nahezu übereinstimmte. — Unseres Erachtens kann auf dieser Grundlage bis zu einem gewissen Grad auch an eine unmittelbar in den Kapseln vor sich gehende Synthese gedacht werden. Diese Möglichkeit wird übrigens auch vom Verfasser selbst nicht ausgeschlossen.

In Ergänzung der obigen Ausführungen wollen wir noch hervorheben, dass — obwohl das Mass in der quantitativen Produktionsfähigkeit des Morphins und der Nebenalkaloide genetisch festgelegt und vererbbar ist — kleinere-grössere Schwankungen während der Vegetationsperiode dennoch vorkommen können. Diese Verschiebungen können sich, der untersuchten Pflanzensorte, der angewandten Methode und nicht zuletzt den klimatischen und Boden-Verhältnissen entsprechend, ändern. Ein Vergleich der von den verschiedenen Autoren erzielten Resultate kann deshalb nur mit grösster Umsicht vorgenommen werden.

Zusammenfassung

Von den Verfassern wurden auf Grund eines zwei Jahre umfassenden Arbeitsplanes Serienuntersuchungen an den in verschiedenen Stadien der Entwicklung gesammelten, in insgesamt vier Versuchsstationen gezüchteten Pflanzenexemplaren der SB-Mohnsorte durchgeführt. Die Verfasser wollten — unter Berücksichtigung der diesbezüglichen Angaben der Fachliteratur — die Veränderung feststellen, die sich im relativen bzw. absoluten Morphin- und Nebenalkaloiden-Gehalt in den einzelnen Organen, sowie in den untersuchten Organteilen im Laufe der Vegetationsperiode zeigt. Während das erste Versuchsjahr mehr informativen Voruntersuchungen gewidmet war, wurde im zweiten Versuchsjahr bereits eine bedeutend eingehendere Bearbeitung durchgeführt (Abb. 1).

Auf Grund der erzielten Resultate kann folgendes festgestellt werden:

1. Der relative Morphingehalt (Abb. 2 und 6) zeigt im Laufe der Vegetationsperiode — dem Organ und dem untersuchten Organteil entsprechend — eine charakteristische Veränderung. Zu Beginn der Keimung (beim Durchbruch der Samenschale) konnte in der ganz jungen, primären Wurzel, einige Tage später in der Wurzel und in dem keimblättrigen Hypocotyl der 4–5 cm langen Keimpflanze, nachher auch in den erscheinenden primären Blättern, gleichermassen das Morphin nachgewiesen werden. Im Laufe der Entwicklung nimmt der in der Frühzeit höhere Wert in der Wurzel — mit geringen Schwankungen — allmählich ab, um in der reifen Pflanze auf das Minimum zu sinken. In den Blättern, in dem Stengel, sowie auch in den gesondert untersuchten unteren, mittleren und oberen Abschnitten der Pflanze ist die Lage umgekehrt, denn die anfänglich niedrigen Werte steigen fast ununterbrochen an: bis zur Entfaltung der Hauptblüte, später bis zum vollreifen Zustand. Nachher ist im reifen Zustand, in beiden Organen, abermals ein grosser Rückfall zu beobachten. Gleichzeitig geht eine ähnlich geartete, aber höhere Werte aufweisende Konzentrationsveränderung auch in den generativen Organen — vom Knospenstadium bis zur Kapselreife — vor sich. Ein Unterschied zeigt sich nur darin, dass hier der Morphingehalt der reifen Kapsel — im Vergleich zu dem halbreifen Zustand — in einem unverhältnismässig geringerem Masse abnimmt, als der Gehalt der vegetativen Organe.

Im Zusammenhang mit der Veränderung im absoluten Morphingehalt wurde festgestellt, dass in den vegetativen Organen — vom Stengelwachstum angefangen — ein zum Teil mit der Vermehrung der Trockensubstanz zusammenhängendes intensives Ansteigen in Erscheinung tritt. Die Wurzeln und Blätter zeigen den höchsten Wert zur Zeit der Blüte, der Stengel hingegen im halbreifen Zustand der Pflanze. In den reproduktiven Organen ist — nach einer geringen Erhöhung — zur Zeit der beendigten Kapselreife (im halbreifen Zustand) ein Maximum zu beobachten, zu welchem Zeitpunkt — im Vergleich

zur Blütenphase — ungefähr die fünffache Menge nachgewiesen werden kann, womit die Werte der vegetativen Organe weit übertroffen werden. Diese Wertzunahme kann also weder mit einer Vermehrung der Trockensubstanz, noch mit einer Translokation in Verbindung gebracht werden. Schliesslich kann im reifen Zustand — infolge des mit der Trocknung verbundenen Zerfalls — in den vegetativen Organen eine Abnahme von 65—85%, in den reproduktiven Organen hingegen eine solche von 30—40% beobachtet werden.

2. In Ergänzung der während der Vegetationsperiode durchgeführten Verteilungsuntersuchungen wurden auch die Früchte verschiedenen Alters, später auch die reifen Früchte eingehender analysiert (Abb. 7). Auch im Verlaufe dieser Analysierung konnte die frühere Feststellung bestätigt werden, wonach sich in den Kapseln — nach den anfänglich niedrigen Morphinwerten — im halbreifen Zustand eine maximale Anhäufung zeigt, welcher im reifen Zustand eine geringe Wertabnahme folgt.

Aus den Werten des in den Kapselabschnitten festgestellten Morphingehaltes geht hervor, dass ein Grossteil des Morphingehaltes der reifen Kapseln im unteren und mittleren Abschnitt der Kapselwand konzentriert ist, während der Fruchstengel und vor allem der Narbenkranz eine verschwindend kleine Menge enthalten.

3. Mit Hilfe der in ‰ ausgedrückten Werte der im Laufe der Vegetationsperiode durchgeführten Messungen der Gesamtalkaloide wurde festgestellt (Abb. 3, 8), dass messbare Mengen im Stadium der Keimentfaltung vorhanden (II) sind und ihr relativer Wert grösser ist, als zur gleichen Zeit der des Morphins. In den weiteren Stadien der Entwicklung (III, IV, V, VI) ist der Gehalt an Nebenalkaloiden im allgemeinen in allen Organen niedriger, als dies bei dem Morphin beobachtet werden kann. Der Gehalt an Nebenalkaloiden ist in den Wurzeln ziemlich schwankend. Ein bedeutenderes Ansteigen ist zur Zeit des Stengelwachstums, am Anfang der reproduktiven Phase, später, im halbreifen Zustand zu beobachten, während die Werte im reifen Zustand auf ein Minimum sinken. Die Blätter erreichen das Maximum — nach langsamem Ansteigen — zu Beginn der reproduktiven Phase, also im Knospenzustand, während im reifen Zustand eine mit den Wurzeln nahezu übereinstimmende Abnahme festgestellt werden kann. In dem Stengel ist der relative Gehalt der Gesamtalkaloide zur Blütezeit am grössten. Die anschliessend folgende Wertabnahme ist jedoch nicht so bedeutend, wie zur gleichen Zeit die des Morphins. Schliesslich wurde in den reproduktiven Organen im allgemeinen zur Zeit der Vollblüte der höchste Wert der Nebenalkaloide gefunden.

Die maximale Menge des während der Vegetationsperiode auftretenden absoluten Gehaltes an Nebenalkaloiden zeigt sich — mit Ausnahme der Blätter — im halbreifen Zustand, dann tritt bis zur Reife in den Wurzeln und Blättern eine beträchtliche, 40—90%ige, im Stengel und in den Kapseln hingegen eine geringe Abnahme ein. Das auf die ganze Pflanze bezogene Maximum wurde

— im Gegensatz zu den Beobachtungen bei dem Morphin — nicht in den Kapseln, sondern hauptsächlich in dem Stengel und in den Blättern gefunden.

4. Aus den Resultaten der zur Zeit der Samen- und Kapselentwicklung und zwar dreimal, den Tageszeiten entsprechend durchgeführten Untersuchungen ging klar hervor, dass — ähnlich den bei der *Datura* den Tageszeiten nach beobachteten Schwankungen — auch im Mohn in bezug auf die Bewegung der Wirkstoffe eine gewisse Gesetzmässigkeit angenommen werden kann. Besonders erwähnt zu werden verdient der Umstand, dass sowohl im Morphin-, als auch im Nebenalkaloidengehalt zwischen der Wurzel und der Kapsel eine Wertverschiebung entgegengesetzter Richtung in Erscheinung trat. Übrigens sind mit fortschreitender Reifung vom Standpunkt der Alkaloidproduktion meistens die Vormittagsstunden von Wichtigkeit, während im Laufe des Nachmittags gewöhnlich eine Abnahme beobachtet werden kann (Abb. 4, 5).

5. Die Verfasser vergleichen schliesslich die erzielten Resultate mit den früheren Angaben der Fachliteratur und stellen fest, dass sie nicht in der Lage sind, die in der Literatur veröffentlichten Angaben in jeder Hinsicht zu bestätigen. — Die Verfasser beabsichtigen deshalb in dem hier behandelten Themenkreis noch weitere Untersuchungen durchzuführen.

LITERATUR

1. BAGGESGAARD-RASMUSSEN, H. — KJELD ILVER: (1945) Orienterende Undersøgelser over Morfinindholdet i Papaver somniferum under Platens Vaekst. Dansk. Tids. Farm. 19. S. 71—107.
2. BERGER, F.: (1952) Handbuch der Drogenkunde, Bd. 3. Fructus-Ligna, S. 322—337. Wien — Düsseldorf.
3. CLOUTRIAC: (1889) Recherches microchimiques sur la localisation des alcaloides dans le Papaver somniferum. Ref. Bot. Bd. 40. S. 142—143.
4. DAWSON, R. F.: (1942, 1945) Amer. J. Bot. 29. 66. — Ebenda 32, 416. cit. Mothes, K. (18)
5. FUCHS: (1932) Untersuchungen an Fructus Papaveris in verschiedenen Reifestadien. Pharmazeut. Monatssch. 13. S. 223—225.
6. GUILLAUME, A. — FAURE, J.: (1946). A morfintartalom változásai a mák (Pavot -Oeillette) tokjaiban érés után és tárolás alatt (Die Veränderungen im Morphingehalt in den Kapseln des Mohns nach der Reife und während der Lagerung) (Übersetzung). Annales Pharmaceutiques Françaises, Bd. 4.
7. HEMBERG, T. — FLÜCK, H.: (1953) Die Tagesperiodizität des Alkaloidgehaltes und des Gehaltes an übrigen stickstoffhaltigen Stoffen bei *Datura Stramonium* L. Pharm. Acta Helv. 2—3. S. 74—85.
8. ILJIN, G.: (1955) Биосинтез норникотина-С и анабазина-С. ДАН СССР. 105/4, S. 777—778.
9. KABAY, J.: (1930) A morfin magyar módszerű gyártása (Die Herstellung des Morphins nach einem ungarischen Verfahren). M. Gyógyszerésztud. Társ. Ért. VII 6, S. 3.
10. ILONA VON KABAY: (1936) A morphin-meghatározás mákszálmában Kabay János módszerével (Die Morphin-Bestimmung im Mohnstroh mit der Methode von J. Kabay). M. Gyógyszerésztud. Társ. Ért. XII/6. S. 388—404.
11. KARRER, P.: (1950) Lehrbuch der organischen Chemie, Leipzig, S. 979.
12. KERBOSCH: (1910) Archiv Pharm. 248. S. 536—567. zit. (22), (23).
13. KOPP, E. — KOVÁCS, A. — KOTILLA, E.: (1953) A mák (Papaver somniferum L.) alkaloidáinak keletkezése a növény fejlődése folyamán. (Die Entstehung der Alkaloide des Mohns [Papaver somniferum L.] im Laufe der Entwicklung der Pflanze.) Farmacia (Romania) (Übersetzung).

14. KÜSSNER, W.: (1940) Über den Alkaloidgehalt der Mohnkapseln. *Merk's Jahresbericht* **54**, S. 29—40.
15. MIKA, E. S.: (1955) Studies on the growth and development and morphine content of opium poppy. *Botanical Gazette*, **116** 4. S. 323—339.
16. MORITZ, O.: (1955) Einführung in die allgemeine Pharmakognosie. Jena. S. 329.
17. MOTHES, K.: (1952) Chemische Physiologie der Pflanzenalkaloide. *Angewandte Chemie*, S. 254—258.
18. MOTHES, K.: (1955) Physiology of alkaloids. *Annual Review of Plant physiology*, **6**.
19. MOTHES, K.—ROMEIKE, A.: (1951) Über die Anhäufung von Alkaloiden in Organen der Speicherung und Reproduktion. *Biologisches Zbl.* **70** 3—4. S. 97—113.
20. MOTHES, K.—ROMEIKE, A.: (1955) Zur Frage der Alkaloidumwandlung im Spross. *Die Naturwissenschaften*, **42** 23. S. 631—632.
21. MÜLLER, O.: (1913) Die Bedeutung der Alkaloide *Papaver somniferum* L. für das Leben der Pflanzen. *Diss. Ref. Bot. Jb. f. Sist. Pflanzengeschichte und Pflanzengeographie*. Bd. **51**. S. 61.
22. POETHKE, W.—ARNOLD, E.: (1951) Untersuchungen über den Morphingehalt der Mohnpflanze. *Die Pharmazie* **6** 8. S. 406—420.
23. SÁRKÁNY, S.: (1949) A máknemesítés kérdése gyógyszerészeti nézőpontból és néhány előkísérleti eredmény (Die Frage der Mohnzüchtung vom pharmazeutischen Standpunkt und einige Resultate der Voruntersuchungen). *Gyógyszerész.* 18.
24. SCHMIDT, H.: (1948) Über die Nikotinbildung in der Tabakpflanze. *Ber. d. Schw. Bot. Ges.* **58**.
25. SCHULEK, E.—SZECHŐ, F.: (1932) Neues Verfahren zur Bestimmung geringer Mengen Morphins und einfachen arzneilichen Zubereitungen (Beiträge zur Bestimmung des Morphins in Opiumpräparaten). *Pharmazeutische Zentralhalle*, **73** 1. S. 3—12.
26. SZECHŐ, F.: (1935) Az ópiumkészítmények morfintartalmának meghatározásáról (Über die Bestimmung des Morphingehaltes in Opiumpräparaten). *M. Gyógytud. Társ. Ért.* Bd. **11**/2. S. 222—230.
27. THOMS, H.: (1907, 1909, 1923) *Ber. deutsch. Pharmaz.* Bd. **17**. S. 3—59. Bd. **33**. S. 25—30, *Arb. a. d. Pharmaz. Inst. U. B.* Bd. **6**. zit. (23).
28. TILLOY, M.: (1927) *J. de Pharmacie*. Bd. **13**. S. 31—32. zit. (23).
29. TOMKO, J.—WAGENHOFER, E.: (1951) Snahy o zvýšení obsahu alkaloidov v makoviciach. *Chem. zvesti.* 5. S. 393—401.
30. VAN ITALLE, L. M.: (1946) Recherches sur les Pavots. *Annales Pharmaceutiques Françaises*, **6**/3—4.
31. WEGNER, E.: (1951) Die Morphinverteilung in der Mohnpflanze und ihre Veränderungen im Laufe der Vegetationsperiode als Beitrag zur Physiologie dieses Alkaloides. *Die Pharmazie*, **6** 8. S. 420—426.
32. WEGNER, E.: (1953) Vergleichende Untersuchungen über die Verteilung des Morphins in den Vegetationsorganen »geköpfter« und normaler Mohnpflanzen. *Die Pharmazie*, **8**. S. 839—845.
33. WUEST, H. M.—FREY, A. J.: (1936) Opiate aus Mohnstroh. *Festschr. e. C. Barecc (Basel)* S. 556—570.

SYSTEMATISCHE ÜBERSICHT DER PANNONISCHEN PFLANZENGESELLSCHAFTEN. I.

Von

R. Soó

ORD. MITGLIED DER UNGARISCHEN AKADEMIE DER WISSENSCHAFTEN
SYSTEM. GEÖBOTAN. INSTITUT DER L. EÖTVÖS UNIVERSITÄT, BUDAPEST

(Eingegangen am 26. II. 1957)

Es entstand in Ungarn in den letzten 30 Jahren — im Jahre 1927 erschien die erste pflanzenzöologische Monographie von Kolozsvár (Klausenburg — Cluj) aus dem Gebiet des historischen Ungarn [Soó 27] — eine rege Tätigkeit im Gebiete der Geobotanik bzw. der Vegetationskunde. Es wuchs auch eine junge, tüchtige Generation meiner Mitarbeiter und Schüler auf, deren Forschungsergebnisse in immer grösserer Zahl erscheinen. Auf ihren Wunsch habe ich versucht, als nötige Grundlage für die weiteren Arbeiten eine kritisch-systematische Übersicht aller bisher aus dem Gebiete der pannonischen Vegetation bekannt gewordenen Phytozönosen zusammenzustellen. Wohl habe ich schon begonnen, eine ausführliche Bearbeitung der Pflanzengesellschaften der Karpatenbecken mit Listen und Tabellen zu veröffentlichen, wovon schon drei Teile (Salzvegetation: Soó 47b, Moervegetation: Soó 54b und Sandvegetation: Soó 57) erschienen, doch braucht diese zuviel Zeit und wird nur in ferner Zukunft abgeschlossen, natürlich veralten inzwischen die früheren Teile, infolge der rasch fortschreitenden neueren Arbeiten. Eben deshalb möchte ich in einer sehr knapp gefassten, möglichst kurzen Darstellung eine vollständige Übersicht geben, die wir binnen eines Jahres in 3 Fortsetzungen veröffentlichen können.

Ähnliche systematisch-pflanzensoziologische Übersichten erschienen in den letzten Jahren mehrere, was beweist, dass man diese überall dringend braucht. Solche sind (seit 1945):

WESTHOFF, DIJK, PASSCHIER über Niederland (1946)

Soó über Kolozsvár (Soó 47a)

KLIKA über die Tschechoslowakei (Klika 48, 55)

BRAUN-BLANQUET über die Schweiz (Br.-Bl. 48—50)

LEBRUN, NOIRFALISE, HEINMANN, VANDEN BERGHEM über Belgien (1949)

OBERDORFER über Süddeutschland (Oberdorfer 49, 50, 56)

Soó über Ungarn (Soó 50a, 51b)

BRAUN-BLANQUET über Südfrankreich (Br.-Bl. 52)

BRAUN-BLANQUET und TÜXEN über Irland (1952)

PIGNATTI über Nordost-Italien (Pignatti 54)

TÜXEN über Nordwest-Deutschland (Tüxen 55)

Einige davon sind nur einfache Aufzählungen der phytozönologischen höheren Einheiten (bis zur Assoziation), andere geben charakteristische Artkombinationen, Listen und auch Tabellen (wie mein *Conspectus* Soó 47b, 54b, 57). Zuerst versuchte ich schon 1940—41, eine kurzgefasste Darstellung der pannonischen Vegetationstypen mit Charakteristik der höheren und mit Aufzählung der wichtigsten Einheiten; das bearbeitete Material war damals noch ungenügend.

In dieser neuen Bearbeitung folge ich dem Mittelweg, insofern ich folgende Angaben jeder einzelnen Pflanzengesellschaft zusammengestellt habe: Name, wichtigere Synonymen der Weltliteratur, alle Synonymen des behandelten Gebiets, Untereinheiten, geographische Verbreitung im Gebiete. Von den Untereinheiten wurden die Subassoziationen (inkl. Konsoziationen) — mit der Endung *-etosum* und Buchstaben — dagegen die Fazies (inkl. die als Varianten, Soziationen, Synusien, Waldtypen usw. beschriebenen Einheiten) mit der Endung *-osum* — ohne Buchstaben — kenntlich gemacht. Grosse Buchstaben in der Aufzählung bedeuten solche Einheiten (meist geographische Varianten), die auch als lokale Ass. aufgefasst werden können. Das Schrifttum wurde nur mit dem Namen des Verfassers und mit Jahreszahl zitiert. Am Anfang teile ich auch die Literatur mit, auch in möglichst kürzester Form, nämlich ohne Titel, nur mit Angabe der Stelle der Veröffentlichung. In den Jahreszahlen wurde die 19 weggelassen (20 also 1920). Die Namen der Klassen wurden mit grossen fetten Buchstaben, die der Ordnungen mit Versalien, der Verbände fett gesperrt und der Assoziationen fett gedruckt.

Die Umgrenzung der Assoziationen ist wohl nicht ganz gleichwertig, manchmal zog ich grosse Einheiten (z. B. *Scirpeto-Phragmitetum* mit all seinen Konsoziationen und verwandten Phytozönosen), manchmal kleinere (z. B. Assoziationen des *Magnocaricion*) vor, besonders dort, wo der Übersichtlichkeit wegen das vorteilhafter war. Die Assoziationen der Sumpfwiesen z. B. stehen einander auch sehr nahe, da aber bisher schon eine Unzahl von Sumpfwiesentypen bekanntgeworden sind, bietet ein engerer Assoziationsbegriff bessere Übersichtlichkeit.

Die Reihenfolge der Klassen, Ordnungen und Verbände ist, wie in meinen früheren Publikationen, von der der Schule BRAUN-BLANQUET abweichend, es scheint mir, unsere — mehr der klassischen Auffassung des Systems der Vegetationstypen von RÜBEL und BROCKMANN-JEROSCH folgend — die natürlichere zu sein. Doch ist jedes eindimensionale System ungenügend, wir werden deshalb versuchen, zum Schluss eine zweidimensionale graphische Darstellung aller behandelten höheren Einheiten nach ihren ökologischen und dynamischen Zusammenhängen zu geben.

Das behandelte Gebiet umfasst die pannonische Florenprovinz (nach Soó 1933), d. h. das Ungarische Mittelgebirge, das Alföld (auch das Wiener Becken, die slowakische Kleinebene und die jugoslawischen Süddeile), Transdanubien und Alpenvorland bzw. die Karpatenbecken Siebenbürgens, sowie

auch deren Randgebirge, da sie dieselben oder verwandten Pflanzengesellschaften beherbergen. Pflanzengesellschaften der höheren Regionen wurden nicht berücksichtigt. Unsere Angaben können sich also beziehen: auf die Vegetation Ungarns, der Ebene und Hügelregion von Österreich (Steiermark, Burgenland, Niederösterreich), der ČSR (Mähren, die Slowakei), der UdSSR (Tiefebene Karpato-Russlands), Rumäniens (östliche Randgebiete, Hügel- und Bergregion Siebenbürgens), Jugoslawiens (Banat, Batschka, slawonische Tiefebene). Manche Kollegen haben mir mit der Überlassung ihres noch unpublizierten Aufnahmемaterials geholfen — diese werden als inedit. zitiert —, es sei hier allen der aufrichtige Dank ausgesprochen.

SCRIFTTUM

Abkürzungen der Periodica sind die üblichen, ferner:
 Acta Bot. Hung.: Acta Botanica Academiae Scient. Hungariae
 AGH: Acta Geobotanica Hungarica
 Bot. Közl.: Botanikai Közlemények
 Erd. Kis.: Erdészeti Kísérletek (Forstliche Versuche)
 Erd. Kut.: Erdészeti Kutatások
 Földr. Ért.: Földrajzi Értesítő
 MBIM: Magyar Biológiai Kutatóintézet Munkái Típus (Arbeiten des Ungarischen Biologischen Forschungsinstituts)
 MTÉrt.: Matematikai és Természettudományi Értesítő
 Scripta: Scripta Botanica Musei Transilvanici

L bedeutet nach Jahreszahl eine Liste in der zitierten Publikation.

T eine Tabelle daselbst.

Die hochmontan-alpine Literatur wurde nicht aufgenommen.

ASZÓD, L. 36. AGH. **1**. 75—107.

BABOS, I. 55a. Erd. Kut. **2**. 3—53. — 55b. Erd. Kut. **4**. 31—86.

BALÁZS, F. 41. AGH. **4**. 119—182. — 43a. AGH. **5**. 353—398. — 43b. A Nagymajtényi Sik. Debreceni Sz. **16**—20. — 43c. Növényterm. Kutatósz. **4**. p. 19. — 44a. Mezőgazdasági Szemle **2**. 81—98. — 44b. Bot. Közl. **41**. 18—33. — 51a. Mosonmagyaróvári Mezőg. Kísérleti Int. Évk. **63**—83. — 51b. ibidem **29**—37.

BÁNKY, GY.—SZÖNYI, L. 55. Erd. Kut. **2**. 75—100.

BELDIE, A., PASCOVSCI, S. etc. 54. Stud. Cerc. Inst. Cerc. Silv. București **15**. 11—110.

BIRCK, O.—HORVÁTH, E. 55. Erd. Kut. **2**. 101—120.

BODROCKÖZY, GY. 55. Acta Biologica Szeged. **1**. 3—16. — 56. ibidem **2**. 3—12.

BOHUS, G. 52. Annales Mus. Nat. Hung. **2**. 281—285. — 54. ibidem **5**. 121—130.

BOJKO, H. 32a. Burgenl. Heimblätter **1**. 43—54. — 32b. Beih. Bot. Cbl. **50**. Abt. II. 207—225. — 34. Beih. Bot. Cbl. **51**. Abt. II. 601—747.

BORHIDI, A. 56a. Bot. Közl. **46**. 278—285. — 56b. Acta Bot. Hung. **2**. 241—274.

BOROS, Á. 52. Földr. Ért. **1**. 39—53. — 53a. Földr. Ért. **2**. 234—253. — 53b. Földr. Ért. **2**. 370—385. — 53c. Földr. Ért. **2**. 470—484. — 54. Aichinger-Festschr. 346—353.

BRAUN-BLANQUET, J. 52. Les Groupements Végétaux de la France Méditerranéenne. Montpellier p. 298.

BRAUN-BLANQUET, J. 48—50. Vegetatio **1**—**2**. pl. locis.

BRAUN-BLANQUET, J. TÜXEN, A. 43. Übersicht der höheren Vegetationseinheiten Mitteleuropas. Montpellier.

BRAUN-BLANQUET, J. TÜXEN, A. 52. Veröff. Geob. Inst. Rübel. **25**. 224—415.

BUJA, A. 39. Bul. Acad. Agron. 348—360. — 44. ap. Prodan Flora României **II**.

CSAPODY, I. 55. Erdőmérnöki Főiskola Köz. **2**. 157—172.

CSÜRÖS, I. 47a. Bul. Grad. Bot. Cluj **27**. 80—85. — 47b. Acta Bolyaiana **1**. 138—147. — 53. Studii Cerc. Stiint. Cluj **4**. 208—230.

DOMIN, K. 31. Sbornik Prir. odb. Sloven-ku **20**—**28**. — 31b. Piešťanská Květena. Praha p. 270. — 31c. Sbornik vyzkum. Ústavu zeměděl. **70**. 1—88. — 32a. Veröff. Geobot. Inst.

- Rübel **8.** 63—167. — 32b. Rozpr. Česk. Akad. Tř. II. **42.** 10. 1—10. — 36a—c. Carpatica **1.** B. 185—214. — 38a. Věda Přírodí. **19.** 97—104. In Věda Přírodí: **12.** p. 57—118; **14.** p. 151; **18.** p. 56, 90, 106, 113, 164.
- DOSTÁL, J. **33.** Věstník Čes. Spol. Nauk. Tř. II. Sep. 1—44.
- DU RIETZ, G. E. **23.** Österr. Bot. Zeitschr. 1—43. Sep.
- EGGLER, J. **33.** Rep. spec. nov. Beih. **73.** p. 216. — II. Beih. Bot. Cbl. Abt. II. **61.** 261—316. **53.** Mitt. Naturw. Ver. Steiermark **83.** 3—20. — 54. Mitt. I. c. **84.** 25—37. — 55. Mitt. I. c. **85.** 27—72.
- FEHÉR, D.—KISS, I.—KISZELY, Z. **32.** Erd. Kis. **34.** 1—63. Botan. Archiv. **36.** 53—98.
- FEKETE, C. **56.** Ann. Mus. Nat. Hung. **7.** 343—362.
- FELFÖLDY, L. **42.** AGH. **5.** 87—110. — **13.** MBIM. **15.** 72—81. — 47a. Erd. Kis. **47.** 59—80. **47b.** MBIM. **17.** 104—130. — **48.** MBIM. **18.** 383—389. — **50.** MBIM. **19.** 135—146.
- FELFÖLDY, L.—HORVÁTH, J.—SZOLNOKI, J. **51b.** MBIM. **20.** 225—243.
- FELFÖLDY, L.—SEBESTYÉN, O. **51a.** MBIM. **20.** 127—160.
- FELSZECHY, E. **36.** Debreceni Sz. **129—133.**
- FERENCZY, L. **57.** Bot. Közl. **123—134.**
- FRANZ, H.—HÖFLER, K.—SCHERFF, F. **37.** Verh. Zool.-Bot. Ges. **86—87.** 297—364.
- FUTÁK, I. **43.** Krennické Hory. Sv. Martin. p. 112. tab. — 47. Xerothermá vegetácia skupiny Kňažného Stol. Trnava. p. 258.
- HARCITAI, Z. **37.** Nagykőrös növényvilága. I. A flóra. Diss. p. 55. — **39.** AGH. **2.** 113—149. — **40a.** Bot. K. **37.** 205—240. — **40b.** AGH. **3.** 18—29. — **42a.** AGH. **4.** 267—282. — **42b.** AGH. **4.** 197—242. — **42c.** Scripta **1.** 58—64, 86—93, 122—131. — **43a.** Múzeumi Füzetek **1.** 21—35. — **43b.** AGH. **5.** 2. 290—314. — **43c.** Debreceni Sz. **64—67.** — **43d.** Scripta **2.** 64—72. — **44.** Scripta **3.** 122—132.
- HÉDER, I. **54.** Erd. Kut. **2.** 87—101.
- HÉDER, I.—STEFANIK, L. **55.** Erd. Kut. **2.** 165—189.
- HORÁNSZKY, A. **57.** Annales Univ. Budapest Biologica **1.** 89—131.
- HORVÁT, A. O. **46.** Pécsi Mecsek természetes növényiszövetkezetei. p. 52—49. Hung. Acta Biol. **1.** 247—259. — **51.** Földr. Ért. **2.** 121—134. — **53.** Az Erdő **66—70.** — **54.** Földr. Közl. **78.** 153—162. — **56.** Janus Pannonius Múzeum Évk. Sep. **18.**
- HORVAT, I. **31.** Acta Bot. Zagreb **6.** 76—90. — **38.** Ann. pro experim. foresticis **6.** 127—279. — **39.** Hrvatskog. Geograf. Glavnik **69—79.** — **42a.** Biljni Svijet Hrvatske. Zagreb p. 102. — **42b.** Die Pflanzenwelt Kroatiens. Zagreb p. 22. — **50a.** Šumske zajednice Jugoslavije. Zagreb p. 75. — **50b.** Glavnik Biološke Sekcije II. B. **2/3.** 13—21.
- HORVÁTH, S. **30.** Acta Bot. Zagreb **5.** 57—118. — **31.** Acta Bot. Zagreb **6.** 91—108.
- HUBER, B. **27.** Zeitgemässe Aufgaben einer botanischen Heimatforschung. (Der Schlern. 1927 sep. p. 27)
- IGMÁNDY, I. **39.** AGH. **2.** 128—142.
- JAKUCS, P. **51.** Ann. Biol. Univ. Hung. **1.** 244—260. — **54a.** ibidem **2.** 235—244. — **54b.** Ann. Mus. Nat. Hung. **5.** 149—173. — **55.** Acta Bot. Hung. **2.** 89—131.
- JANKOVIĆ, M. **53.** Bull. Mus. Hist. Nat. Serbe. B. **5—6.** 59—111.
- JANKOVIĆ, M.—MIŠIĆ, V. **54.** Archiv. Sciences Biol. **1—2.** (Sep. p. 13)
- JÁVORKA, S. **40.** MTÉrt. **57.** 367—397.
- JÁRÓ, Z. **50.** Soproni Erd. Évk. **365—381.** — **54.** Erd. Kut. **3.** 3—29. — **55.** Erd. Kut. **4.** 87—109.
- JEANPLONG, I. **51.** Agráregyet. Mezőgazd. Kar Évk. **2.** 17—38. — **54.** Bot. Közl. **44.** 99—108. **55.** Agráregyet. Agronómiai Kar **2/5.** p. 21.
- JURKO, A. **51.** Vegetácia stredného Pohornádia. Bratislava p. 105.
- KÁRPÁTI, I. **50.** Ann. Biol. Univ. Szeged. **1.** 65—72. — **51.** Agrártudomány **219—221.** — **54.** Acta Bot. Hung. **1.** 129—157. — **55.** Acta Bot. Hung. **2.** 247—266.
- KÁRPÁTI, Z. **52.** Földr. Ért. **2.** 280—315. — **55.** Acta Bot. Hung. **2.** 281—307.
- KERNER, A. **63.** Das Pflanzenleben der Donauländer, 1863 Innsbruck p. 348.
- KLIKA, I. **31.** Beih. Bot. Cbl. **47.** Abt. II. **343—398.** — **34.** ibidem **52.** I. 16—35. — **35.** Věda Půir. **16.** 119—122. — **36.** Sborník Česk. Akad. Zemědělské **11.** 330—336. — **37.** Beih. Bot. Cbl. Abt. II. **57.** 295—342. — **38.** Beih. Bot. Cbl. Abt. II. **58.** 435—465. — **39.** Studia Bot. Čechica **2.** 117—157. — **40.** Preslia. **18—19.** 16—31. — **42.** Věstník Král. České Spol. Nauk Tř. II. Sep. **25.** — **48.** Rostlinna sociologie. Praha p. 380. (spec. 306—324) — **55.** Nauka o rostlinných společenstvech. Praha p. 361. (spec. 304—331).
- KLIKA, I.—(VLACH, V.) **37.** Sborník Česk. Akad. Zemědělské. **12.** 407—417.
- KNAPP, R. **42.** Zur Systematik der Wälder, Zwergstrauchheiden und Trockenrasen des euro-sibirischen Vegetationskreises. — **44a.** Vegetationsaufnahmen von Wäldern der Alpenostrand-Gebiete. 1—5. — **44b.** Vegetationsaufnahmen von Trockenrasen und Felsfluren Mitteleuropas. 1—3. — **44c.** Die Trockenrasen und Felsfluren der Hainburger Berge. — **44d.** Über steppenartige Trockenrasen im Marchfeld und am Neusiedler See. — **44e.**

- Pflanzen, Pflanzengesellschaften, Lebensräume, 1—2. — 15. Die Pflanzengesellschaften der Wiesen und Weiden in Mitteleuropa. — 16. Zur Systematik einiger Pflanzengesellschaften der Moore und Ufer. — 18. Einführung in die Pflanzensoziologie, II. Stuttgart. — 51. Biologisches Zentralblatt. **70**, 85—91.
- KORMÁNYNÉ JUHÁSZ, G. 56. Agráregyetem Agronómiai Kar. **2/6**, p. 25.
- KOVÁCS, M. 55a. Agráregyetem Agronómiai Kar. **1/3**, p. 24. — 55b. Acta Bot. Hung. **1**, 133—146. — 56. Agráregyetem Agronómiai Kar. **2/6**, p. 27. — 57. Bot. Közl. **135**—155.
- KRIEPEL, E. 54a. Aichinger Festschr. 635—645. — 51b. Biológia, **9**, 248—261. — 54c. Biológia, **9**, 453—457. — 56. Vegetačné pomery Záhoria I. Bratislava, p. 94.
- KRIEPEL, V. 37. Priroda. **38**, 293—297. — 40. Acta soc. scient. natur. Moraviae **XII**, 10, p. 100 (Weitere, mehr florist. Arbeiten s. Wendbg. 50, p. 172.)
- MAGYAR, P. 28. Erd. Kis. **30**, 26—63. — 39. Erd. Kis. **32**, 75—118, 237—256. — 33a. Erd. Kis. **35**, 139—227. — 33b. Erd. Kis. **35**, 396—450. — 33c. Erd. Kis. **35**, 451—492. — 36a. Erd. Kis. **38**, 115—234. — 36b. Die Sandaufforstung in Ungarn. . . . 36c. Buchen- und Eichenwaldtypen in Ungarn. (IX. Kongress Internat. Verb. Forstl. Forschungsanstalten) — 38. Zeitschr. f. Weltforstwirtschaft, **7**, 228—241.
- MAJER, A. 52. Erdészeti Tudom. Közlemények I. p. 32. — 55a. Erd. Kut. **1**, 17—31, 161—2. — 55b. Erd. Kut. **2**, 55—74.
- MAJOVSKÝ, J. 54. Biológia **9**, 144—165. — 55. Biológia **10**, 659—677.
- MAJOVSKÝ, J.—JURKO, A. 56. Biológia **11**, 129—145.
- MÁTHÉ, I. 33. Bot. Közl. **30**, 163—184. — 36. AGH. **1**, 150—166. — 39. Bot. Közl. **36**, 120—129. — 56. Magy. Tud. Akad. Agrártud. Osztályköz. **9**, 1—56.
- MÁTHÉ, I.—JEANPLONG, J. 54. Agráregyetem Agronómiai Kar **1/9**, p. 15.
- MÁTHÉ, I.—VINCZEFFY, I.—PRÉCÉNYI, L. 53. Novénytermelés **2**, 3—26.
- MEUSSEL, H. 38. Hecynia. **1**, 255—300. (299—300) — 39. Hecynia. **2**, 1—313. — 40. Botan. Archiv. **41**, 357—418.
- MEZERA, A. 56. Stredoeurópské nížinné luhy I. Praha.
- MICHALKO, I. 57. Geobotanické pomery pohoria Vihorlat. Bratislava p. 198.
- MIKYŠKA, R. 39. Sborník Čes. Akad. Zemědělské **5**, 423—430. — 31. ibidem **7**, 189—246. — 33a. Beih. Bot. Cbl. Abt. II, **51**, 351—373. — 33b. Oreholová bučina na Sitné . . . Sep. p. 11. — 37. Lesnická práce **16**, 259—266. — 39a. Beih. Bot. Cbl. Abt. B. **69**, 169—244. — 39b. Krása Našeho Domova. **31**, 131—9. — 31. Vestník Král. Čes. Spol. Nauk. Tr. II, p. 1—20.
- MOESZ, G. 40. AGH. **3**, 100—115.
- MORARIU, I. 43. Bul. Grad. Bot. Cluj **23**, 131—212.
- D. NAGY, É. 55. Ann. Mus. Nat. Hung. **6**, 181—188.
- OBERDORFER, E. 49. Pflanzensoziologische Exkursionsflora für Südwestdeutschland. Stuttgart, p. 411 (bes. 14—18) — 50. Mitt. flor.-soz. Arb.-Gem. **2**, 27—32. — 56. Beitr. naturk. Forschung in Südwestdeutschland. **15**, 11—24.
- ONNO, M. 41. Repert. spec. nov. **126**, 53—127. — 42. Mitt. Deutsch. Dendrol. Ges. **139**—156.
- ORLÓCZI, L.—TUSKÓ, F. 54. Erdőmérnöki Főisk. Közl. **41**—52.
- OSVAČILOVA, V. 56. Biológia **11**, 416—423.
- PAŠCOVSKI, S. etc. 54. Bul. Stiint. Biol. Acad. R. P. R. **6**, 639—656. — 56. Anal. Inst. Cerc. Silv. București **16**, 107—154. — 55a. Bul. I. c. **8**, 179—197. — 56b. Commun. Acad. R. P. R. **6**, 143—7.
- PAUČÁ, A. 41. Studiu fitosociologie in Munții Codru si Muma București p. 120.
- PIGNATTI, S. 54. Introduzione allo studio fitosociologico della pianura veneta orientale. Forlì p. 169. (Archivio Botanico **28**—**29**, 1952—53.)
- PÓCS, T. 55b. Bot. Közl. **45**, 283—295. — 55a. Bot. Közl. **45**, 257—267. — 57. Pócs, T.—D. NAGY, É.—PÓCS-GELENCSEI, I. VIDA, G. Vegetationsstudien im Gebiet Űrség (Ungarisches Ostalpenvorland). Budapest. Im Druck.
- POLGÁR, S. 33a. Bot. Közl. **30**, 32—47. — 33b. Győri Szemle **149**—160. — 37. Bot. Közl. **34**, 15—26. — 41. Bot. Közl. **38**, 201—352.
- PODPĚRA, J. 28a. Acta Bot. Boh. **6**—7, 77—132. — 28b. Čas. Morav. Mus. Zemského **26**, 1—113.
- PRODAN, J. 44. Flora Romaniei ed. 2. II. pl. loc.
- RAPAČIĆ, R. 16. Gazdasági Lapok pl. loc. — 26. Magy. Bot. Lap. **25**, 137—145. — 27a. Bot. Közl. **24**, 12—29. — 27b. Debreceni Szemle, **194**—210. — 27c. Bot. Közl. **24**, 151—2.
- REPP, G. 50. Bodenkultur **4**, 329—354. — 45. Öntözésügyi Közl. **6**, 61—123.
- ROLLER, K.—SZIKLAI, O.—TOMPA, R. 55. Erdőmérnöki Főisk. Közl. **13**—53.
- RUDSKI, I. 49. Tipovi listarskih šuma . . . Beograd 1949.
- SILLINGER, P. 29. Bílé Karpaty. Rozpr. Král. Čes. Spol. Nauk. Tr. II. N. R. **3**, p. 73.
- SIMON, T. 50. Ann. Biol. Univ. Debrecen **146**—174. — 51. Ann. Biol. Univ. Hung. **1**, 303—310. — 53. ibidem **2**, 279—286. — 53b. Acta Biol. Hung. **4**, 249—252. — 57. Die Wälder des Nördlichen Alföld. Budapest, 1957, p. 172.

- SLAVNIĆ, J. 47. Slatinska vegetacija Vojvodine Novisad p. 80. — 51. Archiv Scient. Matica Srpska. (Prodrome des groupements végétaux nitrophiles.) 84—169. — 52a. Zbornik Matice Srpske 2. 1—22. — 52b. ibidem 3. sep. 3—25. — 52c. ibidem 3. sep. 66. — 53. Ann. Inst. Biol. 5. 417—428. — 56. Zbornik Matice Srpske 10. 5—72. (Novisad)
- ŠMARDÁ, I. 51. Čas. Morav. Mus. Brne. 52. Preslia 24. 95—104. — 53. Biológia 8. 497—526.
- SOKLIĆ, I. 43. Hrvatskog. sumarskoga lista 67. 1—34.
- Soó, R. 27a. Tisza Társ. Honism. Biz. Kiadv. 15—16. Geobotanische Monographie v. Kolozsvár. p. 152. Debrecen. — 27b. Gragger-Gedenkbuch (Berlin) 234—252. — 27c. Földr. Közl. 54. 15—26. — 28a. MBIM. 2. 132—136. — 28b. MBIM. 2. 45—79. — 29. Journal of Ecology 17. 329—350. — 30a. MBIM. 3. 169—183. — 30b. MBIM. 3. 1—51. — 30c. Tisza Társ. Honism. Biz. Kiadv. 23. 1—26. — 30d. Erd. Kis. 32. 139—475, 559—566. — 30e. Veröff. Geob. Inst. Rühel 6. 237—322. — 31. MBIM. 4. 293—319. — 32a. MBIM. 5. 112—121. — 32b. MBIM. 5. 122—130. — 33a. MTÉrt. 50. 669—712. — 33b. Bot. Közl. 30. 38—69. — 33c. A Hortobágy növénytakarója. Debrecen. p. 26. (Debr. Sz. 1934. 56—77). — 34a. Erd. Kis. 36. 139—175, 559—566. — 34b. MBIM. 7. 135—153. — 34c. Vas. Szemle 1. 105—134. — 35. MTÉrt. 53. 1—58. — 36a. Soziologische Waldvegetationsstudien in Ungarn. (Veröff. IX. Kongr. Forstl. Forschungsarbeiten 1—12). — 36b. Ber. Schweiz. Bot. Ges. 46. 104—119. — 36c. Feddes Rept. 39. 352—364. — 37a. Erd. Kis. 39. 337—380. — 37b. Magyar Flóraművek. I. p. VI—VII. — 38a. Bot. Közl. 35. 249—273. — 38b. MTÉrt. 57. 888—896, 897—910. — 39a. Bot. Közl. 36. 90—108. — 39b. MTÉrt. 58. 833—844. — 40a. Nova Acta Leopoldina Nr. 56. p. 50. — 40b. Bot. Közl. 37. 169—187. — 41a. MBIM. 13. 498—511. — 41b. AGH. 4. 3—34. — 42. AGH. 5. 141—183. — 43. AGH. 5. 315—352. — 44a. Múzeumi Füzetek 2. 12—59. — 44b. Erd. Múz. Egy. beszercei Emlékkönyve 57—87. — 44c. Scripta Bot. Mus. Transs. 3. 56—61. 62—75. — 45. Növényföldrajz, Budapest, p. 208. — 46. Erd. Kis. 46. 261—289. — 47a. AGH. 6. 3—50. — 47b. Conspectus des groupements végétaux dans les Bassins Carpatiques. 1. Debrecen, p. 50. — 47c. Erd. Kis. 47. 1—58. — 48. Borbásia 8. 48—57. — 49. AGH. 6. 3—107. — 50a. Ann. Biol. Univ. Debrecen, 4—26. — 50b. ibidem 175—188. — 51a. Ann. Mus. Nat. Hung. 1. 1—71. — 51b. (et Zólyomi, B.) Növényföldrajzi térképezési tanfolyam jegyzete Vácrátót 131—156. — 52. Vegetatio 4. 40—52. — 53a. Bátorliget élővilága 14—57. — 53b. Növényföldrajz, Budapest, 2. editio, p. 68. — 54a. Vegetatio 5—6. 411—421. — 54b. Aichinger Festschrift 337—345. — 55a. Acta Bot. Hung. 2. 187—220. — 55b. Arch. Soc. Zool. Bot. Vanamo. Suppl. 337—350. — 56. Az I. Biol. Vándorgyűlés előadásai. 60—62. — 57. Acta Bot. Hung. 3. 43—64. tab. 5. — 57b. Annar. Univ. Budapest Biologica 1. 231—239.
- Soó, R. et JÁVORKA, S. 51. A magyar növényvilág kézikönyve. Budapest. p. 1120. (p. XXII—XXX.)
- STEFANIK, L. 52. Erdészeti Kutatóintézet Évk. 2. 121—142.
- STEPANOVIĆ-VESELIČIĆ, L. 53. La végétation des sables de Deliblató. p. 113.
- SZÓNYI, L. 55. Erd. Kut. 3. 109—127.
- SZUJKÓ, I. 56. Ann. Mus. Nat. Hung. 7. 335—342.
- TALLÓS, P. 54. Erd. Kut. 4. 55—69.
- TIMÁR, L. 43. Acta Univ. Szeged. Acta Botanica 2. 43—53. — 47. AGH. 6. 70—82. — 48. Alföldi Tudom. Gyűjtemény 2. sep. 6. — 49. AGH. 6. 108—113. — 50a. Ann. Biol. Univ. Debrecen 72—145. — 50b. Ann. Biol. Univ. Szeged. 1. 117—136. — 50c. Ann. Biol. Univ. Debrecen 208—213. — 52. Földr. Ért. 1. 489—511. — 52b. Ann. Biol. Univ. Hung. 1. 447—454. — 53. Földr. Ért. 2. 87—113. — 53b. Ann. Hort. 2. 55—71. — 54. Földr. Ért. 3. 554—567. — 54b. Bot. Közl. 44. 85—98. — 54c. Ann. Biol. Univ. Hung. 2. 311—321. — 54d. Acta Bot. Hung. 1. 193—214. — 55. Acta Biologica (Univ. Szeged.) 1. 95—112. — 57a. Acta Bot. Hung. 3. 79—109. — 57b. Bot. Közl. 157—163. — 57c. Acta Bot. Hung. 3. 375—389.
- TODOR, I. 48. Bul. Grad. Bot. Cluj. 27. 1—64, 28. 21—174.
- TOPA, E. 39a. Bul. Fac. St. Cernauți 13. 1—80. — 39b. Bul. Grad. Bot. Cluj. 19. 127—142. — 54. Natura. Sep. 22.
- TÓTH, I. in KOLTAY, Gy. A nyárfa (Die Pappel) 1953.
- TÜXEN, R. 50. Mitt. Flor.-soz. Arb. Gem. 2. 94—175. — 55. Mitt. flor.-soz. Arb. Gem. 5. 155—176.
- TÜXEN, R.—PREISING, E. 51. Angewandte Pflanzensoziologie. 4. p. 28.
- UBRIZSY, G. 42. Debr. Szemle, 19—23, 108—114, 202—208. — 43. Mezőgazd. Kutatások 16. 311—326. — 48. Acta Agrobotanica Hung. 1. Nr. 4. p. 43. — 49a. Mezőg. Tud. Közl. 1. 87—118. — 49b. Agrártudomány 1. 588—596. — 51. Acta Agronomica 1. 107—159. — 55. Növénytermelés. 4. 109—126. — 56. Acta Agron. 5. 393—412. — 56b. Acta Bot. Hung. 2. 391—421.
- UJVÁROSI, M. 37. AGH. 2. 169—214. — 40. AGH. 3. 30—42. — 41. AGH. 4. 109—118. — 44. Scripta Bot. Mus. Transs. 3. 30—55. — 47a. AGH. 6. 93—103. — 47b. Borbásia 7. 3—27.

- 48. Tiszántúli Öntözésügyi Közl. **13**—**14**, 79—120. — 50a. Mezög. Tud. Közl. **1**, 69—86.
 — 50b. Debreceni Mezög. Kis. Int. Évk. 27—105.
 WAGNER, H. 40. Denkschr. Österr. Akad. Math. Naturw. Kl. **104**, 1—82. — 50a. Vegetatio **2**, 128—165. — 50b. Mitt. Bundesversuchsinst. Kulturtechnik **5**, p. 32.
 WALTER, H. 29. Planta **8**, 571—624. — 30. MBIM. **3**, 52—59.
 WENDELBERGER, G. 43. Wiener Bot. Zeitschr. **92**, 124—144. — 47. Umwelt **1**, 240—245. — 50. Österr. Akad. Wiss. Math. Naturw. Kl. Denkschr. **108**, 5, p. 180 + Tab. — 53. Angewandte Pflanzensoziologie **9**, p. 51. — 54. Aichinger Festschrift 573—634. — 55. Burgenländische Forsch. **29**, 1—175. — 56. Vegetatio **7**, 69—82.
 WENDELBERGER-ZELINKA, E. 52. Die Vegetation der Donauauen bei Wallse, 1952. Wels p. 196.
 WENZL, H. 34. Beih. Bot. Cbl. **52**, Abt. II, 73—147.
 ZAHRADNIKOVA-ROSETZKA, K. 55. Biológia **10**, 277—284.
 ZLATNIK, A. 28. Rozpr. Král. Česk. Spol. Nauk Tř. II. N. R. **1**, p. 116.
 ZÓLYOMI, B. 31. Bot. Közl. **28**, 89—121. — 34a. Vasi Szemle **1**, 146—174. — 34b. Időjárás **177** 196. — 36a. Ann. Mus. Nat. Hung. **30**, 136—174. — 36b. AGH. **1**, 180—208. — 37. Bot. Közl. **34**, 169—172. — 39a. Ann. Mus. Nat. Hung. **33**, 63—135. — 39b. Bot. Közl. **36**, 318—325. (u. Vasi Szemle **6**, 254—259) — 42. Bot. Közl. **39**, 209—221. — 46. Öntözésügyi Közl. **7**—**8**, 62—75. — 51. Acta Biol. Hung. **1**, 7—67. — 54a. Acta Bot. **1**, 215—222.
 ZÓLYOMI-JAKUS-BARÁTH-HORÁNSZKY, 54b. Az Erdő, 79—82, 97—105, 160—171. — 55. Acta Bot. **2**, 361—395.
 ZSOLT, J. 43. Index Horti Bot. Univ. Budapest, 1—16 + Tab.

POTAMETEA Tx. et Prsg. 42

(incl. *Lemnetea* Koch et Tx. 54—Syn.: *Nymphaeetea* Klika 44)

I. HYDROCHARETALIA Rübel 33. (partim: *Lemnietalia* Koch et Tx. 54)

1. **Hydrocharition** (Vierhapper) Rübel 33

Syn.: *Lemnion minoris* Koch et Tx. 54, *Lemnion* Ob. 56, *Lemnion-Salvinion natantis* Slavnić 56

(Schwebende Süßwasservegetation)

1. **Lemneto-Utricularietum** Soó 28b, 34b, 38a—b, 40, 41, 45, 49, 51b, TIMÁR 54b T., UBRIZSY 48 T

Syn.: *Lemnetum minoris* Rübel 12, EGGLER 33, PIGNATTI 53 — Soó 27, 28b, 34b, 34d: *Lemna minor*-L. *trisulca* ass. Tx. 55: *Lemnetum trisulcae* Soó 27

a) *typicum* (cons. *Lemna minor* Timár 54b, 57c: *Lemnetum minoris* Soó 47a, incl. cons. *L. gibba*)

b) *riccietosum* (*Riccietum fluitantis* Slavnić 56 T)

c) *ceratophylletosum demersi* (cons. *Cer. demersum* Timár 54b, 57c; *Ceratophylletum demersi* Soó 28b, 34b, EGGLER 33)

d) *ceratophylletosum submersi* (*Ceratophylletum submersi* Soó 28, 32b, 47a)

Areal: Alföld (häufig), in der Hügel- u. Bergregion zerstreut, artenarm. Vgl. Soó 1. c., SLAVNÍČ 56, TIMÁR 54, ferner BALÁZS 42, BOROS 54a, HARG. 37, KÁRP. ined., MÁTHÉ 56. PÓCS ined., Soó 40b, SIMON 57, TODOR 48, UJV. 37, ZÓLY. 31, 34.

1. b. **Wolffio-Lemnetum** (*gibbae*) Benham 49, SLAVNÍČ 56.

Syn.: *Lemno-Spirodeletum lemnetosum gibbae* Koch 54

Areal: Alföld, im Süden (Batschka, Banat, Syrmien) SLAVNÍČ 56 T.

2. *Salvinieto-Spirodeletum* Slavnič 56 T.

Syn.: *Lemneto-Utricularietum* cons. *Salvinia natans* Timár 54b. *Lemno-Spirodeletum salvinietosum* Koch 54

Areal: Alföld, bes. an der Donau, Rábca (ZÓLY. ined.), Mur, Drau, Theiss usw., im Osten (Soó ined.) und im Süden (SLAVNÍČ). Donau—Theiss Zwischenstromland (KÁRP. ined.)

(Schwimmfarnges.)

3. *Hydrochareto-Stratiotetum* (Langendonck 35) Krus. et Vlieger 37

Syn.: *Hydrocharideto-Nymphoidetum peltatae* Slavnič 56 T p.p., — *Polygono-Stratiotetum aloidis* Slavnič 56 p.p.

Areal: Alföld (selten geworden), bes. im Nordosten (!SIMON ined.), am Velenceer See (BOROS 54b), im Süden, an der Drau (Slavnič PÓCS ined.), an der Donau und in der Batschka (KÁRP. ined.)

(Krebsscherenges.)

II. POTAMETALIA Koch 26

(*Potamogetalia* Klika, *P. eurosibirica* Tx.)

2. *Potamion eurosibiricum* Koch 26 (p. p.), Vlieger 37

Syn.: *Potamogetion eurosibiricum* Klika, *Nymphaeion* + *Eu-Potamion* (*Eu-Potamogetion*) Ob. 56

(Haftende Süßwasservegetation: Schwimmblatt- und Laichkrautges.)

1. *Ranunculetum fluitantis* Allorge 22, Knapp 48

Syn.: *Ranunculetum fluitantis sparganietosum* Koch 26: *Sparganio-Ranunculetum* (Koch) Ob. 56; *Potamo perfoliati-Ranunculetum fluitantis* Koch 26, SLAVNÍČ 40

B. *potametosum nodosi* Soó comb. n.

Syn.: *Potametum fluitantis* (*P. fluitans* ass.) Soó 28, 33a, 33c, 40, 41, 45, 51b, SIMON 52, 57; *Potametum sparganietosum* Zóly. 34

Areal: Ung. Mittelgebirge u. Transdanubien (selten), Alföld (zerstreut), erwähnt z. B. von der Kleinen Tiefebene (ZÓLY. 34), Nordtiefland (SIMON 57), Hortobágy (Soó 33c), Balatongebiet (Soó 28), Vértesszög (BOROS 54a) usw.

(Flusswasservegetation, Fluthahnenfussges.)

2. *Ranunculeto (trichophylli)-Callitrichetum (polymorphae)*

Soó (27, 28b) 34b, 36b, 38a—b, 40, 41, 45, 47a, 49, 51b

Syn.: *Ranunculetum trichophylli* Soó 27. HARG. 37. MÁTHÉ 56: *Callitrichetum polymorphae* Soó 28b, 34b: *Ranunculetum callitrichetosum* Soó 34d; *Potameto-Callitrichetum* Balázs 42 n. n.?

b) *ranunculetosum* (cons. *Ranunculetum* Soó 47a. *Ranunculus trichophyllus*, *circinatus*, *radians* = *godroni* Bestände)

c) *callitrichetosum* (cons. *Callitrichetum* Soó 47a. *Callitriche polymorpha* = *cophocarpa* u. *C. verna* Bestände)

(Tümpelvegetation, Wasserstern-Wasserhahnenfussges.)

Areal: Von Westungarn (Pócs 57) bis Nordosten (Sátorgéb. — Soó 40b) und Siebenbürgen (Soó 27—49 l. c.) vgl. MÁTHÉ 56

3. *Hottonietum palustris* Tx. 37

Syn.: *Lemneto-Utricularietum* cons. *Hottonia* Timár 54b

Areal: Ung. Mittelgebirge u. Transdanubien (selten). Alföld, auch in: »*Fraxinetum oxycarpae*-*Aletum hungaricum* (*urticetosum kioviensis*)« Soó et Komlódi Bot. Közl. 1957. 202 *hottonietosum* (Ócsa, Tös) Vgl. Soó 34d, 40, 41, 45, 51b, SIMON 50, HORÁNSZKY ined. (Pilis-Geb.) BORHIDI ined. (Somogy)
(Wasserfederges.)

4—5. *Myriophylleto verticillati-Nupharetum* Koch 26 (*Myriophylleto-Castalietum* Soó 38)

4. *Myriophylleto-Potametum* Soó 34b, 36b, 38a—b, 40, 41, 45, 47a, 49T, 51b, TIMÁR 54b T.

Syn.: *Potametum myriophylletosum* Soó 54b: *Potametum perfoliati potametosum lucentis* Koch 26 p. p. (subass.): *Potameto perfoliati-Ranunculetum circinati* Sauea 37 p. p.

a) *potametosum perfoliati* (*Potamogeton perfoliatus*-*Myriophyllum spicatum* ass. Soó 28a, 32b, 33a et auct.)

b) *potametosum balatonici* (*Najas marina*-*Potamogeton balatonicus* ass. Soó 28a, 32b; *Najas m.-P. pectinatus* ass. Soó 33a)

Areal: Balatonsee (Soó l. c.), Velenceer-See (BOROS 54b), Neusiedler-See (VARGA Int. Revue f. Hydrobiol. 1933 als *P. pectinatus*-Atolle)

c) *potametosum crispum* (cons. *Pot. crispum* Timár 54b, 57c; *Potametum crispum* Soó 27, 27b, 28a, 49; *P. crispum*-*pusilli* Soó 47a)

d) *potametosum lucentis* (*Potametum lucentis* Hueck 31; *Myriophylleto-Potametum potametosum acuminati* Slavnić 56 T; *Lemneto-Utricularietum* cons. *Pot. lucens* Timár 54b)

e) *potametosum graminei* (cons. *P. gramineus* Timár 54b; *Myriophylleto-Potametum graminei* Harg. 37 n. n.)

f) *myriophylletosum spicati* (cons. *Myr. spicatum* Soó 47a, TIMÁR 54b, 57c; *Myriophylletum spicati* Soó 27; *Ceratophyllum demersum*-*Myriophyllum spicatum* ass. Soó 28a, 30a, 32b, 33a)

g) *myriophylletosum verticillati* (cons. *Myr. verticillatum* Soó 47a, 19; *Myriophylletum verticillati* Soó 27; *Myriophylleto-Nupharetum Myr. vert.* Fazies Sauer 37)

h) *marsileetosum* (cons. *Marsilea quadrifolia* Timár 54b)

i) *polygonetosum amphibii* (cons. *Polygonum amphibium aquaticum* Soó 47a, 49, UBRIZSY 48 T, TIMÁR 54; *Polygonetum natantis* Soó 27; *P. amphibii* Egger 33; *Myriophylleto-Nupharetum Polygonum amphibium natans* Fazies Sauer 37) Auch als Subass. vom *Nymphaeetum* zu betrachten.

Areal: Alföld (häufig), in der Hügel- und Bergregion seltener, vom Südwesten (Pócs) bis Nordosten (SIMON). Vgl. Soó l.c., SLAVNIĆ 56, TIMÁR 54, ferner HORVATÍĆ 31, JANKOVIĆ 54, KÁRP. ined., Pócs ined., SIMON 52, 57, TIMÁR 52, 53, TODOR 48, UJV. 37, ZÓLY. 34

Die Tangvegetation des Balatonsees gehört zum grössten Teil zu *Myriophylletum-Potametum* Typ a.

(Submerse Tausendblatt—Laichkrautges.)

Anm. In Transdanubien und im Süden des Alföld auch die zöologische kaum untersuchte *Anacharis canadensis* ass. (Pignatti 53) vgl. Soó 54d, KÁRP. ined.

5. *Nymphaeetum albo-luteae* Nowinski 28

Syn.: *Myriophylleto-Nupharetum* Koch 26 p. maj. p., SLAVNIĆ 56 T: *Castalia-Nuphar-Trapæ* ass. Soó = *Nuphareto-Castalietum* Soó 28a, 33a, 34b, 34d, 36b, 38a—b, 40, 41, 45, 51b, TIMÁR 54b T

a) *potametosum natantis* (*Potametum natantis* Soó 27, 28b, 33a, 44c, BALÁZS 42, EGGLER 33; *Myriophylleto-Nupharetum Pot. natans-Hydrocharis* Fazies Sauer 37)

b) *nymphaeosum* (*Nuphareto-Castalietum* fac. *Castalia alba* Timár 54b; *Castalietum* EGGLER 33; *Myr.-Nupharetum Nymphaea* Fazies Sauer 37)

c) *nupharosum* (*Nuphareto-Castalietum* fac. *Nuphar luteum* Timár 54b; Pócs ined., *Myr.-Nupharetum Nuphar* Fazies Sauer 37)

d) *nymphaeosum thermalis* (*Nymphaea lotus thermalis* soc.)

Püspökfürdő bei Grosswardein.

Areal: Alföld (häufig), in der Hügel- und Bergregion selten. Vgl. Soó l. c., BOROS 54b, KÁRP. ined., TIMÁR 52, 53, 54, SIMON 57, ZÓLY. 34 BORHIDI ined.

(Seerosengesellschaft)

6. *Trapo-Nymphoidetum* Oberdorfer 56

Syn.: *Hydrocharideto-Nymphoidetum peltatae* Slavnić 56 p. p.; *Castalia-Trapæ* ass. Soó 33c; — cf. *Limnanthemum-Potametum* All. 22

b) *nymphoidosum* (*Nuphareto-Castalietum* cons. *Nymphoides peltata* Timár 54b T)

c) *traposum* (cons. *Trapa natans* Timár 54b T. *Trapa* soc. Soó 34b)

Areal: Alföld (verbreitet, bes. an der Donau und Theiss, Vgl. BORHIDI ined. (Somogy), KÁRP. ined., Pócs ined. (Raab), TIMÁR 52, 53, 54, Soó 33a (Seekannengesellschaft)

7. *Parvipotameto-Zannichellietum* (Baumann 21) Koch 26

Syn.: *Parvipotametum* Knapp. Zóly. 34: *Potametum perfoliati potametosum pectinati* Horvatic 31 L.: *Najas marina-Potamogeton pectinatus scoparius* ass. Soó 28a: *Potametum pusilli* Soó 27, 28b, 30c, 44a, EGGLEER 54, *Myriophyllo-Potametum* cons. *Pot. pusillus* Timár 54b, 57c.

Areal: Zerstreut, bekannt von der Kleinen Tiefebene (ZÓLY. 34), dem Balatongebiet (Soó 28a), Slowenien (HORVATIC 31), Gödöllő: Hügelland (MÁTHÉ 56), Siebenbürgen (Soó 27, 30c, 41a) usw. (Kleinlaichkrautges.)

III. ZOSTERETALIA Br.-Bl. et Tx. 43.

(*Zosteretea marinae* Tx. 55)

3. *Ruppion maritimae* Br.-Bl. 31.

(Alkaliseevegetation)

1. *Parvipotameto-Zannichellietum pedicellatae* Soó 47a, 47b T

Syn.: *Potametum interrupti* Soó 27: *Parvipotametum pectinati* Soó 36a: *Parvipotameto-Zannichellietum* Soó 34b; 38a—b, 40, 41, 45, 51b, BOJKO 32, HARG. 37, UJV. 37, Timár 54, 57c.
zannichelliosum (cons. *Zannichellietum* Soó 47a, b)

Areal: in Alkaliseen vom Burgenland (BOJKO 32, WENDB. 43, 47, 50), des Alföld (Soó l. c., BOROS 53a, HARG. 37, KÁRP. ined., TIMÁR 52, 54, 57c, UJV. 37, SLAVNIC 56 L) und Siebenbürgens (Soó l. c., TODOR 48) (Teichfadenges.)

2. *Ranunculetum aquatilis-polyphylli* Soó 33c, 36c, 40, 41, 45, 47b L, 51b

Areal: Alkaliseen- und Tümpel des Alföld (Soó l. c., MÁTHÉ 33, SLAVNIC 56 L, TIMÁR 52, 54 L, 57c.) (Salzhahnenfussges.)

3. *Ruppium transsilvanicae* Soó (27), 47a, 47b, 49

Syn.: *Ruppium obliquae* Soó 27

Areal: Salzseen des Gebiets Mezöség in Siebenbürgen (Soó l. c., TODOR 48)

4. *Najadeto-Potametum acutifolii* Slavnic 56 T.

Areal: Alföld im Süden (Syrmien, Batschka, Banat)

PHRAGMITETEA Tx. et Prsg. 42

(*Phragmiteto-Magnocaricetea* Klika 44)

IV. PHRAGMITETALIA Koch 26

(*Ph. eurosibirica* Tx. et Prsg. 42)

1. *Phragmition communis* Koch 26, Br.-Bl. 31.

Syn.: *Ph. eurosibiricum* Tx. et Prsg. 42.
(Röhrichte)

1. *Scirpeto-Phragmitetum* Koch 26 (s. 1.)

Syn.: *S.-Ph. medioeuropaeum* Tx. 41: *Phragmitetum communis* (All. 22) Pign. 53(a): *S.-Ph. typhetosum latifoliae* Sauer 37; *Ph. vulgaris* Soó 27, 28a, 30a L, 32b, 33c, 38a—b T.

- a) *phragmitetosum* (*phragmitosum* Koch 26, SAUER 37: *typicum* Pign. 53 — non KOCH 26, normale Soó 47a)
- b) *schoenoplectetosum* (*schoenoplectosum* Koch 26, Soó 38b: *scirpetosum* Klika 43; *scirposum lacustris* Sauer 37, cons. *Schoenoplectus* Soó 41; *Scirpetum lacustris* (All. 22) Pign. 54; *Schoenoplectetum lacustris* Eggler 33, Soó 28a, 31a, 32a, 33a, 34d)
- c) *schoenoplectetosum litoralis* (*Sch. litoralis* ass. Soó 28a, soc. Soó 33a): *Scirpus litoralis* ass. Pign. 55)
- d) *typhetosum* (*typhosum* Koch 26: Soó 38b, HORVATÍĆ 31 L, *typhetosum* Soó 47a, 49, UBRIZSY 48 T, cons. *Typha* Soó 41; *typhosum angustifoliae* Sauer 37; *Typhetum angustifoliae* (All. 22) Pign. 43, Soó 27)
- dd) *t. latifoliae* (non Sauer 37, *Typhetum latifoliae* Soó 27, ZÓLY. 31, EGGLER 33; *T. Shuttleworthii* Soó 27)
- e) *glycerietosum* (*glyceriosum aquaticae* Koch 26, Soó 38a—b: cons. *Glyceria aquatica* Soó 41; *Glycerietum aquaticae* Now. 28, EGGLER 33; *G. maximae* Hueck 31, BALÁZS 43c L, Soó 47a (cons.), UJV. 47, NAGY 55 L, JEANPLONG ined.)
- f) *phalaridetosum* (Tx., *phalaridosum* Koch 26; cons. *Phalaris* — *Baldingera* Soó 41; *Baldingeretum* Soó 47a, TIMÁR 52, 53, 54, TÓTH 53; *Baldingera arundinacea* synusium Soó 27, facies Timár 47, 50 T, Bestände Horvatić 31 L; *Typhoidetum arundinaceae* Eggler 33)
- g) *equisetetosum fluviatilis* (Soó, *equisetosum limosi* Sauer 37, Soó 40, KLIKA 43; *Equisetetum limosi* Soó 27, Now. 28, EGGLER 33; cons. *E. fluviatilis* Soó 47a; *E. limosum* Bestände Soó 40, 41; soc. *E. fluviatile* Ujv. 47; *Equisetetum limosi-palustris* Soó 34d)

- h) *sparganietosum* (*polyedri* Horvatic 31: *ramosi* Sauer 37, Todor 48: cons. *Sparganium* Soó 41)
- i) *butomosum* (Sauer 37)
- j) *iridosum* (*Iretum pseudacori* Eggler 33)
- k) *oenanthesum* (*Oenanthetum* Soó 27, EGGLER 33: cons. *Oenanthe aquatica* Soó 41, 47a; *Oenanthe aquatica-Rorippa amphibia* ass. Lohm. 50)
- l) *acoretosum* (*Acoretum calami* Eggler 33, UJV. 47 T. *Acoreto-Glycerietum aquaticae* Slavnić 56 T)
- m) *glycyrrhizetosum* (*Glycyrrhiza echinata* facies Timár 47, 50 T — vgl. *Convolvulion sepium* Oberd. — *Glycyrrhizetum echinatae* (Kerner) Slavnić)
- n) *chrysanthemetosum uliginosi* Slavnić 56 T rectius *serotini* Soó nom. nov.
- o) *calamagrostetosum canescentis* Soó (38a T—b, 40, 41), 53, 55 (*Phragmites-Calamagrostis canescens* ass. Zóly. 31 L; *Phragmitetum typicum* Soó 38)
- p) *urticetosum kioviensis* Zóly. (31 L, Soó 30b, 38aT—b) Soó 53, 55. (*Phragmitetum urticetosum kioviensis* Zóly. 34; *Scirpeto-Phragmitetum urtic. kiov.* Zóly. et Soó 53, 55)
- schoenoplectosum (lacustris)* Zóly. 34
- typhosum (latifoliae et angustifoliae)* Zóly. 34
- glyceriosum Glycerietum urtic. kioviensis* Zóly. 34, Soó 38a—b

Gesellschaft von zweifelhafter Stellung: *Polygoneto (amphibii)-Stratiotetum* Slavnić 56 T aus Jugoslawien: Batschka, Banat (zwischen *Phragmition* u. *Potamion*)

Areal: Die Assoziation mit ihren Konsoziationen und Fazies ist im ganzen Gebiete verbreitet bzw. häufiger. (Ausser den zitierten Stellen vgl. noch: BOJKO 32, BOROS 54b, BALÁZS 43c L, FELFÖLDY 43, HARG. 37, HORÁNSZKY ined., HORVATIC 31, MÁTHÉ 56 L, SIMON 57, Soó 34d, 37b, 40b, TALLÓS 54, TODOR 48, UJV. 41 L, 47, TIMÁR 50b L, 52—54, ZÓLY. 34 L.

Verbreitete Konsoziationen sind *S.-Ph. schoenoplectetosum* (vgl. noch BOJKO 32, BOROS 54b, HARG. 37, HORVATIC 31, UJV. 37, TIMÁR 53, 54), *S.-Ph. typhetosum* (vgl. noch Soó 28a, 30a, 33c, 38, 34d, 44a, HARG. 37, HORVATIC 31, TODOR 48 und *S.-Ph. glycerietosum* (vgl. noch Soó 28a, 30a, 33a, 34d, 38, 47a, 49, BALÁZS 43c, HARG. 37, HORVATIC 31, JEANPLONG ined., NAGY 55, SIMON 51, TIMÁR 52—54). Die *Phalaris*-Röhrichte sind seltener (vor allem im Theissgebiet), aber bis in Siebenbürgen, nicht mit den Glanzrohr-Wiesen (*Phalaridetum arundinaceae* Libbert) zu verwechseln (S. 357). *Equisetum fluviatile*-Bestände (auch zum Verein *Magnocaricion* gezogen) sind in West-Transdanubien (Soó 34d, 40b, 44a, UJV. 47, JEANPLONG ined., ZÓLY.), zerstreut im Mittelgebirge (vgl. Soó 47b), selten im Alföld, öfter in Siebenbürgen (Soó 27, 44a) zu

finden. Ich zog auch die *Oenanthe aquatica* Bestände zum *Scirpeto-Phragmitetum*, von West-Transdanubien (Soó 34d, BORHIDI ined.) bis Siebenbürgen (Soó 27, 47a). Ebenso stellen die *Acorus*-Bestände auch eine Konsoziation des *Scirpeto-Phragmitetum* dar, selten (z. B. Zala — UJV. 47, Veresegyháza — KÁRP. ined.) Die Varianten m-n-o-p sind durch einige Charakterarten ausgezeichnet, sie können nur zu einer für den pannonischen Raum bezeichnenden, eigenen Assoziation (*Scirpeto-Phragmitetum austro-orientale* Soó) zusammengefasst werden. Sie ist besonders in Alföld verbreitet, so an der Theiss (subass. *glycyrrhizetosum* und *chrysanthemetosum*), aber auch in Transdanubien, selten im Mittelgebirge. Die subass. *urticetosum kioriensis* verrät alte Wasserläufe, von Niederösterreich bis zum Nordtiefland und Nyírség, sowie bis ins Südtiefland.

Die Mischbestände mit *Cladietum* (*Scirpeto-Phragmitetum cladiosum* Sauer 37) und mit *Menyanthetum* (*Phragmitetum menyanthetosum* Soó 38) s. dort (S. 337.) Wohl zum *Phragmition* gehören die *Hippuris*-Bestände (meist reine Gesellschaften), zuerst von MÁCÓCSY Bot. Közl. 1914. 120 als *Hippuridetum* vom Balatongebiet genannt, vgl. Soó 28b, 33a (als Sez.), 40, 41, EGGLER 33, KÁRP. ined. (*Nuphareto-Castalietum Hippuris* fac.).

2. *Bolboschoenion maritimi* Soó (45 n. n.) 47a, b. (Alkalisumpfwegvegetation)

Bolboschoenetum maritimi continentale Soó (27, 47a, b) nom. nov.

Syn.: *Bolboschoenetum maritimi* (B. m. ass.) Soó 27, 28a, 33a, 33c, 34d, 36b, 40, 41, 45, 47b T, 51b, EGGLER 33; *Scirpetum maritimi* auct. hung. et roman. SLAVNÍČ 48 L, WENDBG. 50 T; *Bolboschoenus maritimus-Puccinellia limosa* ass. Magyar 28 p. p.; *Scirpus maritimus-Chara crinita* ass. Topa 39; *Scirpetum m. fac. Bolboschoenus* Wendbg. 43, 50, sed non *Scirpetum maritimi* (Christiansen 34) Tx. 37: subass. *halophilum* Pign. 53, nec *Scirpetum maritimi »littoralis«* Br.-Bl. 31, 52

nec *Scirpeto-Phragmitetum Bolboschoenus stadium* Timár 47, 50 T

- b) *heleocharetosum* (*heleocharidetosum* Soó 39b *Bolboschoenus-Heleocharis palustris* ass. Soó 39a, 47b, TIMÁR 57c (cons.); *Heleocharidetum palustris* Soó 33c et auct. nonn.)
- c) *phragmitetosum* (*Scirpetum maritimi* fac. *Phragmites* Wendbg. 43, 50, *Phragmitetum* Rpcs. 27a, b, Soó 33a, MÁTHÉ 33, UJV. 37; *Bolboschoenetum* cons. *Phragmites* Soó 47b, TIMÁR 57c; cf. *Phragmitetum comm. subass. halophilum* Pign. 53)
- d) *typhetosum angustifoliae* (*Typhetum angustifoliae* Soó 33c, UJV. 37, *Bolboschoenetum* cons. *Typha angustifolia* Soó 47b, TIMÁR 57c)
- dd) t. *latifoliae* (TIMÁR 57c.)
- e) *schoenoplectetum tabernaemontani* (*Phragmitetum* cons. *Schoenopl. tabern.* Soó 33c, UJV. 37; *Bolboschoenetum* cons. *Schoenopl. tabern.*

Soó 47b T, TIMÁR 57cT, *Schoenopl. tabern.* Rpcs 27a, b, Soó 27, 28a, 30a, 33a, 34d, 47a, b, 51b; *Scirpeto-Ph. schoenoplectosum tabern.* Sillinger 33; *Scirpetum maritimi* fac. *Schoenopl. tabern.* Wendbg. 43, 50, subass. *Scirpus tabern.* Pign. 53; *Scirpeto-Ph. scirposum tabern.* Sauer 37)

f) *cyperetosum monti* Slavnić 56 T

g) *alismatosum lanceolati* (Timár 57cT. *Bolboschoenetum* cons. *Alisma lanceolatum*)

Areal: Alkalisümpfe des Alföld und Siebenbürgens, die subass. *cyperetosum monti* nur in Slawonien. Ausserhalb des Gebiets: **Sparganieto-Chloro-cyperetum longi** Horvatić 34. SLAVNÍČ 40 (Serbien). Die von SLAVNÍČ 48 als Subass. beschriebenen Varianten (a. mit *Aster pannonicus*, b. mit *Rorippa kernerii* und *Beckmannia eruciformis*, c. mit *Butomus umbellatus* und *Alisma plantago-aquatica*) sind Sukzessionsstadien bzw. Übergänge zum *Beckmannion eruciformis* bzw. zum neutrophilen *Phragmition*. Subass. mit *Phragmites* und *Typha latifolia* Slavnić gehört zu c. et d. Vgl. noch BOJKO 52, KÁRP. ined., POLGÁR 41, TIMÁR 52, 53, 54, TODOR 48.

Die pannonischen, kontinentalen Brackröhrichte sind weder mit den maritimen, atlantischen (CHRISTIANSEN, Tx.), noch mit den litoralen mediterranen (BR.-BL., PIGNATTI) Assoziationen identisch.

3. **Glycerio-Sparganion** Br.-Bl. et Siss. 42

Syn.: *Glycerion* Br.-Bl. et Tx. 43, *Sparganio-Glycerion* Ob. (Bachufervegetation)

Glycerieto-Sparganietum neglecti (Br.-Bl. 25) Koch 26

Syn.: *Sparganio-Glycerietum* Br.-Bl. 25: *Glycerieto-Sparganietum* subass. *Glyceria fluitans* Tx. 37; *Glycerietum fluitantis* Soó 31a, 33a, EGGLER 33, BUIA 39 etc.

a) *sparganiosum simplicis* Horvatić 31 L

bolboschoenosum Horvatić 31 L

b) *glycerietosum plicatae* (*Glycerietum plicatae* Soó 44a, OBERD. 52; *Scirpeto-Glycer. plic.* Balázs 42 n. n.?)

c) *beruletosum* (cons. *Berula*, *Sium erectum* syn. Soó 27; *Beruletum angustifoliae* Roll)

d) *nasturtietosum* (cons. resp. ass. *Nasturtium aquaticum* Soó 28a, 30b, 33a)

e) *epilobietosum* (Koch 26 *Epilobietum mixtum* Soó 27; *E. parviflori* Wilczek 35)

f) *leersietosum* (cons. *Leersia*, *Leersietum oryzoidis* Eggler 35; *Phragmitetum* cons. *Leersia* Fekete 56)

g) *catabrosetosum* (*Catabrosetum aquaticae* Rübel Soó 27, 47a, PRODAN 44; *Catabroso-Glycerietum plicatae* Br.-Bl. 49; *Catabrosa aquatica* ass. Oberd. 56 — ad Bidention)

h) *potam(et)osum* Horvatić 31 L, Koch 26

Areal: Zerstreut, bes. im Tieflande. Mittelgebirge (Bükk: ZÓLYOMI ined., Mátra: Soó 37b, Gödöllőer Hügel: MÁTHÉ 56, KÁRP. ined., Vértes: FEKETE 56, Bakony: TALLÓS 54 T, Balatongebiet: Soó 31a, 33a), Transdanubien (Soó 34dL, Pócs 57) auch in Kroatien-Slawonien (HORVÁTIĆ 31) und Siebenbürgen (Soó 47a auch e, g, f Soó 44a auch b). Vgl. noch TIMÁR 52, TÓTH 53. Die subass. nasturtietosum an der Donau, im Mittelgebirge (Sátorgb., Vértes, Bakony, Balatongebiet) und in Transdanubien (Vas—Zala). Die subass. leersietosum bes. an den grösseren Flüssen des Alföld.

Genauere Analysen erwünscht!

4. *Magnocaricion elatae* (Br.-Bl. 25) Koch 26, Br.-Bl. 47.

Syn.: *Magnocaricetalia* Pign. 53. *Magnocaricion eurosibiricum* Tx. et Prsg. 42, *Caricion elatae* Soó 30b, *Parvocaricion* Soó 30b p. p. (Grosseggenrieder)

1. *Cladietum marisci* All. 1922 *balatonicum* Soó nom. nov.

Syn.: *Cladicetum* Mágócsy 1914: *Cladietum* Soó 32a L, ZÓLY. 34 L; *Mari-scetum serrati* Zobrist 35; *Cladium* Bestände Soó 40, 41.

b. *phragmitetosum* (*Scirpeto-Phragmitetum cladiosum marisci* Sauer 37: *cladietosum* Soó 49 T!; *Phragmites-Cladium* ass. Soó 30a; *Phragmitetum* subass. Soó 33a; *Cladietum* Kovács 55b T; *Phragmito-Cladicetum* Prodan 44 [p. 349])

c. *schoenetosum* (*Schoenus-Cladium* ass. Soó 28a, 30b L, 33a, POLGÁR 37; *Schoenetum maricosum* Koch 26; *Phragm.-Cladic.-Schoenetum* Prodan 44 l.c.)

d. *caricetosum elatae* (*Caricetum elatae cladietosum* Libbert 32)

Areal: Grosse Bestände einst südlich vom Balatonsee, auch in der Kleinen Tiefebene (vgl. BOJKO 52, ZÓLY. 34), in Kom. Zala (Pócs ined.), im Donauebiet im Verschwinden. Eingehend behandelt von MARGIT KOVÁCS 55b.

(Schneidebinsenrieder)

2. *Juncetum maritimi balatonicum* Soó (30b) 47b L, 51b

Syn.: *Juncus maritimus* ass. Soó 28a, 30b L, 33a non *Juncetum maritimi* (Rübel 30) Pign. 53, nec *Juncetum maritimi* Tx. 32.

Areal: Ufer des Balaton und des Neusiedlersees. Unsere Gesellschaft ist weder mit der atlantischen (Tx.) noch mit der mediterranen (Pign.) identisch und gehört wohl kaum zum echten *Juncion maritimi* B.-Bl. 31 Verband, wie ich früher angenommen habe. Ich stelle sie neben das *Cladietum marisci*, mit dem sie eine ähnliche Verbreitung hat.

(Meerbinsenrieder)

3. *Calamagrostetum neglectae hungaricum* Soó (38) 55, 55b

Syn.: *Calamagrostidetum neglectae* (*Calamagr. neglecta* ass.) Soó 33b, 36b, 38aL)—b, 40, 41, 55 L, 55b

a. *caricosum elatae* (*caricosum hudsonii* Soó 38a—b; c. *elatae* Soó 56)

b. *caricosum pseudocyperi* (Soó 38a—b, 55)

Areal: Nur im Norden des Alföld (Nyírség). Unsere *Calamagrostis neglecta* Bultengesellschaft gehört zu *Magnocaricion* und hat mit dem borealen *Calamagrostion neglectae* Verband (*Calamagrostetum neglectae* Tengwall 20) nicht zu tun. Vgl. Soó 54.
(Moorreitgrasbulten)

4. *Caricetum elatae* (Kerner 1858, 1863) Koch 26

Syn.: *Caricetum hudsonii* Soó 27 et auct. hung. — *C. strictae* auct. (non *C. elatae* Tallós=*C. acutiformis*.)

— *trifolietosum, brizoidetosum* (*caric. brizoidis*) Pócs 57

— *sphagnetosum platyphylli* Pócs 57, BOROS

— *potamosum graminei, agrostidosum albae, phragmitosum, glyceriosum aquaticae, phalaridosum arundinaceae* Koch 26

— *typhosum latifoliae* Sauer 37

Die von KOCH und SAUER beschriebenen Fazies sind Sukzessionsstadien (Übergänge von *Potamion* bzw. *Phragmition* zum *Caricetum elatae*), oder selbstständige Assoziationen (s. weiter) Komplexbildung mit *Menyanthes*-Schlenken.

Areal: Alföld, einst weit verbreitet, Transdanubien (zerstreut), Mittelgebirge (selten, mehr an den Rändern). Vgl. Soó 28a, 30a, 33a L (Balatongebiet), 34d (Kl. Tiefebene), 36b, 38a L b, (Nyírség), 40, 41, 41b (Sátorgeb.), 27, 47a (Kolozsvar) 45, 51b, 55b; BORHIDI ined. (Somogy), HARGITAI 37, HORÁNSZKY ined. (Pilis-Geb.), HORVATÍĆ 31 L (Slawonien), KÁRP. ined. (Donau—Theiss Zwischenstromgebiet), KOMLÓDI (Ócsa) ined., KOVÁCS 57 T (Neograd—Tápiótal), MÁTHÉ 56 L (ebenda), POLGÁR 41 (Kl. Tiefebene), PÓCS 57 (Vas—Zala), SIMON 50, 57 (Nordtiefland), TODOR 48 p.p. (Torda), TIMÁR 52, 53 (Theissgebiet), ZÓLYOMI 34 L (Hanság), 39b L (Vas). *Menyanthes*-Komplexe in Nyírség (Soó l.c.) und im Donau—Theiss Zwischenstromland (KOMLÓDI, ined.). Übergang zum *Caricion canescentis-fuscae*: subass. *sphagnetosum* im Praenoricum. Kom. Vas und Zala (ZÓLYOMI 39, Pócs ined.).
(Bultenseggen-Ges., Zsombékmoore)

5. *Caricetum acutiformis-ripariae* Soó (27) 30a L, 32b, 33a, 38 L, 44a, 47a, 49T, 53, 55 L, 55b

Syn.: *Caricetum acutiformis-gracilis* Soó 27 p.p.L!, 51b; *C. acutiformis* Soó 28a, EGGLER 33, WALTER 29 L, ZÓLYOMI 34 et auct. hung.; *C. elatae*

caricetosum acutiformis Koch 26, SAUER 37; *C. hudsonii* cons. *C. acutiformis-ripariae* Soó 36b, 38a—b; *C. acutiformis-ripariae-nutantis* Ujv. 37; *C. acutiformis-ripariae* Kovács 55 T, 57 T; *C. acutiformis* incl. *C. gracilis-ripariae* Soó 34d; *C. elatae* Todor 48 p.p., TALLÓS 54 T non *C. acutiformis* All. 22, nec *C. acutiformis-paniculatae* Vlieger 42 (phytocoenosis atlantica)

- a) *caricetosum acutiformis* (cons. *C. acutiformis* Soó 47a, 49; *C. acutiformis* auct. p.p.)
- b) *caricetosum ripariae* (cons. *C. ripariae* Soó 47a, 49; *C. ripariae* Soó 28a, ZÓLY. 31, UJV. 41 L et auct.; *C. inflato-vesicariae caricetosum ripariae* Horvatić 31 L, SAUER 37; *C. hudsonii* cons. *C. riparia* Simon 50 L)
- c) *caricetosum buekii* (cons. *C. buekii* Soó 47a, 49)
- d) *caricetosum melanostachyae* (cons. *C. nutantis* Soó 47a, 49; *C. gracilis-nutantis* Soó 40, 45, p.p.; *C. melanostachya* ass. Balázs 43 L; *C. nutantis* auct.)
- e) *scirposum silvatici* (*Carex acutiformis* ass. *Scirpus silvaticus* fac. Soó 49; *Scirpus s.-C. acutif.* ass. Csürös 47)
- f) *eriophorosum latifolii* (Soó 38, 47a, 49 Übergang zum *Cariceto flavae*—*Eriophoretum*, Kovács 57 T cons.)
- g) *eleocharosum palustris* (Kovács 57 T cons., *Heleocharidetum palustris* auct. hung. p.p. *heleocharidosum* Soó 38: s. unten)
- h) *glyceriosum maximae* (Kovács 57 T cons.)
- i) *juncosum subnodulosi* (Soó 30a L)

Übergänge bzw. Sukzessionsstadien zu Moor- und Sumpfwiesen, letztere zuerst als *Caricetum acutiformis agrostidosum* Soó 38 beschrieben, hierzu auch *C. acutif. heleocharidosum* Soó 38 — diese gehören mehr zum *Agrostion albae* (*Agrostetum albae caricetosum acutiformis*). Nach Kovács ebenso Übergänge zum *Caricion davallianae* bzw. *Molinion*, auch zum *Angelico-Cirsietum oleracei*.

Areal: Verbreitet, bes. im Tieflande, aber auch in Siebenbürgen. Vgl. noch BALÁZS 43c, 51b, KÁRP. ined., KOMLÓDI ined., POLGÁR 41, PÓCS 57, MÁTHÉ 56 L, SIMON 57, WALTER 29 (Sumpfschilf-Ges.)

6. *Caricetum gracilis* (Gräbn. et Hueck 31) Tx. 37

Syn.: *C. acutiformis-gracilis* Soó 27 p.p., 51b; *C. gracilis-nutantis* Soó 40, 45 p.p.; *C. elatae caricetosum gracilis* Koch 26, HORVATIC 31 L; *C. inflato-vesicariae caricetosum gracilis* Horvatić 31 L (Übergang); *C. tricostatae-vulpinae* Horvatić 30 T p. min. p.

C. tricostato-vulpinae Horvatic umfasst z. T. *C. gracilis*, z. T. *C. vulpinae* (*caricosum vulpinae*), ferner Sukzessionsstadien zum *Deschampsietum*

caespitosae (die Fazies *juncosum effusi*, *gratiolosum officinalis*, *caricosum distantis*) zum *Alopecuretum pratensis (alopecurosum)*, während die subass. *equisetetosum palustris* mehr schon als subass. *caricetosum vulpinae* der Ass. *Deschampsietum* anzugehören scheint (s. dort). Übergänge zum *Agrostetum albae* werden von Kovács beschrieben.

— faz. *Ranunculus repens*, *Trifolium hybridum*, *Agrostis alba* Kovács ined.

— *glyceriosum maximae (aquaticae)* Horvatić

— *galiosum palustris* (Horvatić)

— *leersiosum (Caricetum gracilis cum Leersia)* Timár 53)

Areal : Alföld, bes. im Süden (vgl. Tóth 53, Timár 52, 53, 54, Janković 54, Kárp. ined.), aber auch in Transdanubien (Soó 34d, Ujv. 47 L), seltener an den Rändern des Mittelgebirges, z. B. Sátorgeb. (Soó 40b), Neograd—Cserhát, Gödöllőer Hügel (Máthé 56 L, Kovács 57 T), Budaer Berge (Zóly. ined.) Auch in Siebenbürgen (Balázs 42).

7. *Caricetum vulpinae* Soó 27 L, Nowinski 28, Tx. 47

Syn. : *Caricetum elatae caricetosum vulpinae* Koch 26 ; *C. tricotatae-vulpinae caricosum vulpinae* Horvatić 30 T, 31 L ; *C. gracilis* cons. *C. vulpinae* Kovács 57. (Übergang) ; *C. intermediae* cons. *C. vulpinae* Soó 38a L b ; *C. vulpinae-distichae* Soó 44a p.p.

Areal : Alföld, z. B. Nyírség (Soó 36b, 38a—b, 51, 53), Slawonien (Horvatić 30), Transdanubien z. B. Balatongebiet (Soó 28a, 32b, 33a), Vas (Soó 34d), Mittelgebirge, z. B. Pilis-Geb. (Horánszky ined.), Neograd (Máthé 56 L, Domin Veda Prir. XII.), Börzsöny (Pócs ined.), auch in Siebenbürgen (Soó 27, 44a).

8. *Caricetum distichae* (Nowinski 28) Soó 55

Syn. : *Caricetum intermediae* Nowinski 28, Soó 36b, 38a L b, 53, 55 L, 40, 41 ; *C. acutiformis* cons. *C. intermediae* Soó 36b ; *C. vulpinae-distichae* Soó 44a p.p. ; *Agrostis alba—Carex disticha* ass. Balázs 42 ex 48 c L ; *C. disticho-gracilis* Duvigneaud 49 (p.p.?) ; *C. acutiformis-gracilis* cons. *C. disticha* Soó 51b

Areal : Zerstreut, beschrieben vom Norden des Alföld (Nyírség — Soó l.c. — Szatmár-Ebene Balázs 43c), Donau—Theiss Zwischenstromland (Kovács ined.), bekannt auch aus Siebenbürgen (Soó 44a).

6.—8. stehen einander nahe und können auch als Konsoziationen derselben Assoziation aufgefasst werden. Sie gehen vielfach in Molinion (bes. 8.), oder Agrostion (bes. 6., 7.) Gesellschaften über. (Sumpfwiesenseggen-Ges.)

9. *Caricetum inflato-vesicariae* Koch 26

a. *caricetosum inflatae* Tx. 37 (*C. rostratae* auct., RÜBEL 12, EGGLER 33 etc.: *C. inflatae* KNAPP Schmidt et auct.; *C. vesicariae* cons. *C. inflatae* Soó 38a—b, 49)

b. *caricetosum vesicariae* Tx. 37, Sauer 37 (*C. vesicariae* Soó 34d, 36b, 38a L b, 40b, 49, ZÓLY. 31, EGGLER 33 et auct.)

Areal: Die Konsoz. *C. inflatae* montan, so selten im Mittelgebirge (z. B. Sátorgeb., Gömör, Bükk, Cserhát, Pilis-Geb., Bakony), in Transdanubien nur in Zala (Pócs 57), im Alföld aus der Nyírség beschrieben. Die Konsoz. *C. vesicariae* ist viel verbreiteter, bes. im Tieflande, so vgl. noch BALÁZS 42, BORHIDI ined., JEANPLONG ined., HORVATÍĆ 31 L, Soó 40, 41, 47a, 49, 44a, 45, 51b, 53, 55 L, SIMON 57. (Schlenkenseggenges.)

10. *Caricetum paniculatae* Wangerin 16, Soó 27

Syn.: *Caricetum elatae caricetosum paniculatae* Sauer 37: *C. paniculatae-paradoxae* Soó (34d), 47a, 49 T, 44c, 45, 51b p.p., cons. *C. paniculatae* Kovács 57

Areal: Wenig bekannt, kommt in Moorbiesengebietten vor, beschrieben aus Siebenbürgen (Kolozsvár, Ostsevenbürgen). Mittelgebirge (KOVÁCS 56 ined.), erwähnt aus Transdanubien.

11. *Caricetum appropinquatae* Tx. 47

Syn.: *C. elatae caricetosum paradoxae* Koch 26; *C. paradoxae* auct. hung., HARG. 37, 42 L, MÁTHÉ 56 L, Soó 40, 41; *C. paradoxae drepanocladosum* Soó 36b, 38a L b, 51, 55 L, 55b, ap. AszóD 36 L; *C. paniculatae-paradoxae* Soó cons. *C. appropinquatae* Soó 47a, 49, *C. paradoxae-paniculatae* "Soó" ap. KOVÁCS 57 T.

— *caricosum pseudocyper*i, c. *elongati* (*C. paradoxae* cons. *C. pseudocyper*i et *C. elongatae* Soó 36b, 38b, facies Soó 38a)

— *caricosum inflatae* (*C. paniculatae-paradoxae* cons. *C. inflatae* Soó 47a, 49)

— *phragmitosum* (Harg. 42b L)

— *juncosum subnodulosi* (Kovács ined.)

Areal: Zerstreut im Mittelgebirge und in Transdanubien, seltener in Alföld, gut bekannt aus den Tälern der Gödöllőer Hügel (MÁTHÉ, KOVÁCS), aus dem Moorbiesengebiet des Donau—Theiss Zwischenstromlandes (KOMLÓDI ined.) und der Nyírség (Soó l. c.). Auch in Siebenbürgen. Beide Gesellschaften stehen einander nahe, als Moorbultenseggen-Ges., bilden mit *Menyanthes* Komplexe und entwickeln sich zu Moorbiesen des *Caricion davallianae* oder des *Molinion*. (Moorbultenseggen-Ges.)

12. **Cariceto-Menyanthetum** Soó (38) 55 L

Syn.: *Menyanthetum* Nowinski 28, Soó 38 et auct. hung.

a) *caricetosum pseudocyperi* (Soó 38a L. b. 53: *Cariceto pseudocyperi-Menyanthetum* Soó 55 L)

b) *caricetosum elatae* (c. *hudsonii* Soó 38a L. b. c. *elatae* Soó 53, 55 L: *C. elatae* b.!)

c) *caricetosum inflatae* (*Caricetum inflatae menyanthosum* Sauer 27)

d) *caricetosum appropinquatae* (*caric. paradoxae* Kovács 56 ined., *Caric. paradoxae menyanthosum* Soó 36b, 38b)

e) *phragmitetosum* (Soó 38a L. b. 53: *Phragmiteto-Menyanthetum* Soó 55 L)

Komplexe der *Menyanthes*-Schlenken mit Grosseggen-Ges., auch mit Röhricht.

Areal: Zerstreut im Mittelgebirge und Transdanubien, in Alföld in den Moorwiesengebieten, bes. im Zwischenstromgebiet und in der Nyírség. Vgl. noch HARG. 37, KÁRP. 51 ined., MÁTHÉ 56.

(Fieberklee-Schlenkenges.)

LITORELLETEA Br.-Bl. et Tx. 43.

LITORELLETALIA Koch 26

Litorellion (*uniflorae*) Koch 26

Eleocharetum acicularis (Baumann 21) Koch 26 (*Litorello-Eleocharitetum* Malcuit und *Deschampsietum rhenanae* Oberd.)

Unsere Teichrandgesellschaften gehören zum *Nanocyperion*, so auch das *Eleochareto (acicularis)-Schoenopletum supini* Soó et Ubr. 40, 42, da alle die atlantischen Charakterarten des *Litorellions* vollständig fehlen, es treten sogar ostmediterrane Elemente (*Dichostylis*) auf.

ISOËTO - NANOJUNCETEA Br.-Bl. et Tx. 43

(*Isoëto-Litorelletea* Br.-Bl. et Vlieger 37 p. p.)

V. ISOËTETALIA Br.-Bl. 31

(*Nanocyperetalia* Klika)

1. Nanocyperion flavescens Koch 26

(Schlammvegetation, Zwergbinsengesellschaften)

1. Centunculo-Anthoceretum punctati Koch 26. emend. Moor 36 (Syn: cf. MOOR 36)

Areal: Transdanubien, Kom. Zala (Pécs ined.) Wohl das südöstlichste Vorkommen.

(Ackerfurchenvegetation)

2. Eleocharetum ovatae (Hayek 23) emend. Moor 36

Syn.: *E. ovato-atropurpureae* Koch 26; *Polygono-Eleocharetum ovatae* Eggler 33; *E. ovata-Carex cyperoides* ass. Klika 35; *Carex cyperoides* ass. Schorler 18.

- b) *juncetosum bufonii* (*Juncus bufonius-Gypsophila muralis* subass. Mabroz 39)
 c) *eleocharetosum carniolicae* (Pócs 54, SIMON ined.)

Areal: An der Theiss im Nordosten des Alföld (SIMON, MARGITTAI, nach floristischen Angaben), in Transdanubien (Vas-Zala: Pócs 54, 57)
 (Teichschlammvegetation)

3. *Eleochareto (acicularis)-Schoenoplectetum supini* Soó et Ubrizsy 48 T, 51b

Syn.: *Eleocharetum acicularis* Horvatić 30 (non Koch 26). Soó 34d, 36b, 40;
Heleocharidetum tibiscense Soó 41 n. n., vgl. *Eleocharis acicularis-Limosella aquatica* ass. Wdbg.-Zelinka 52

- *eleocharosum* (*Eleocharis acicularis* Reinbestände Ubr. 48 L. facies TIMÁR 57c)
- *schoenoplectosum* (*Schoenoplectetum supini* Soó 36b, 38, 40, 41; *Schoenop. supinus* Reinbestände Ubr. 48 L, cons.)
- *elatinosum* (*Elatine campylosperma-triandra* facies Ubr. 48 T)
- *linderniosum* (*Lindernia pyxidaria* facies Ubr. 48 T)
- *marsileosum* (*Marsilea quadrifolia* facies Ubr. 48 T)
- *peplidosum* (Simon ined.)

Areal: Alföld, neulich in den Reisfeldern weit verbreitet, sonst in den Überschwemmungsgebieten, vgl. noch SIMON 50 L, TIMÁR 53, 57c, KÁRP. ined. (Reisfeld-Schlammvegetation)

4. *Dichostyleto-Gnaphalietum uliginosi* (Horvatić 31) Soó et Timár 47, 48 L, 50 T, 51b

Syn.: *Cyperetum micheliani* Horvatić 31 L, *Dichostyletum michelianae* Soó 40, 41
 — *cyperosum fuscii, juncosum bufonii* (Timár 57c als Fazies)

Wohl hierzu als südliche Subass. die *Elatine »hungarica« (campylosperma)*—
Ammania verticillata ass. Slavnić 51 T

Areal: Alföld, in Überschwemmungsgebieten, bes. an der Theiss, ihren Nebenflüssen, der Donau, der Drau usw., vgl. noch. KÁRP. ined., SIMON 57, TIMÁR 52, 53, 54.

4. a. *Lythrum tribracteatum*—*L. hyssopifolia* ass. Slavnić 51 T

Areal: Alföld, bisher aus dem südlichen (jugoslawischen) Teil bekannt, wohl auch an der Donau und der Theiss in Ungarn, sonst in Mazedonien. Die drei letzten Pflanzengesellschaften sind südosteuropäische vikarisierende Assoziationen des *Eleocharetum ovatae*.

5. *Cypereto-Juncetum* Soó et Csűrös (27) 44, 47a, 49 T, 51b

Syn.: *Juncetum mixtum* Soó 27 p. p.; *Cyperetum flavescens* auct. hung. (Soó 40, 41, 44a, 45, BALÁZS 42 etc.), HORVATIC 31, PAUCA 41 L; *Pycreetum flavescens* Felf. 50, 51a; *Junceto-Pycreetum flavescens* Eggler 33;

Cyperetum fusci Eggler 33. HARG. 37 : *Nanocyperetum fusci-flavescentis* Soó 34d ; *Carex oederi*-*Juncus articulatus*-*J. fuscoater* (ass.) Polgár 37 ; *J. bufonius*-*Echinochloa crus-galli* ass. Felf. 42 p. p.: *Bidens tripartitus*-*Polygonum lapathifolium* ass. *Cyperus fuscus* ass. Klika 35 ; *Junceto-Cyperetum* Csürös 47

Verarmte, stark ruderal beeinflusste SO-Variante des *Junceto-Parvocyperetum* Br.-Bl. 20 (*Cyperetum flavescentis* Koch 26) Beziehungen zum *Bidentium tripartiti*, bzw. zum *Echinochloëto-Polygonetum lapathifolii* Soó et Csürös 44, 47a, 49 T (*Juncetum mixtum* Soó 27 p. p.), zur Flussbett-Unkrautvegetation. Vgl. noch *Pycnethum flavescentis pauperum et xanthiosum spinosi* Felf. 50. (Übergang zum *Onopordion*).

Areal : Verbreitet, auch in Siebenbürgen. Vgl. noch BOROS 54b, KOVÁCS 55, MÁTHÉ 56 L, TIMÁR 50b T, 52 (Flussufer-Schlammvegetation).

6. *Juncetum tenuis* Schwick. 44, KNAPP 48

Syn.: *Junceto-Trifolietum repentis* Eggler 33: *Plantagini-Juncetum macri* Diem., Siss. Westh. 40 als Stadium, *Cicendietum juncetosum tenuis* Moor 36, TX. 37

Areal : Adventive Neophytengesellschaft, z. B. in Transdanubien (z. B. Pócs 57), an der Donau!

Vgl. TÜXEN 50, S. 150. Er zieht sie zu *Agropyro-Rumicion crispi* (auch TX. 55)

(Wegrand-Schlammvegetation)

2. *Verbenion supinae* Slavnić 51

1. *Heliotropio-Verbenetum supinae* (*Heliotropium-Verbena supina* ass.) Slavnić 51 T, TIMÁR 52, 54c T

— *verbenosum* (*Verbena supina* facies Timár 54c T)

— *heliotropiosum* (*Heliotropium supinum* facies Timár 54c T, 57c)

— *amaranthosum* (consoc. *Amaranthus albus* et *A. crispus* Timár 54c T)

— *potentillosum supinae* (*Potentilla supina* facies Timár 57c)

Areal : Alföld, an der Theiss und im Süden (Jugoslawien), ferner in Serbien und Mazedonien.

2. *Pulicaria vulgaris*—*Mentha pulegium* ass. Slavnić 51 T

Syn.: *Lythreto-Pulicarietum vulgaris* Timár 54c T

— *pulicariosum* (fac. *Pulicaria vulgaris* Timár 54c, 57c)

Areal : Wie die vorige.

(Alkalisee-Schlammvegetation)

MONTIO-CARDAMINETEA Br.-Bl. et Tx. 43

VI. MONTIO-CARDAMINETETALIA Pawl. 28.

1. *Cardamineto-Montion* Br.-Bl. 25

Syn.: *Cardaminion* Soó 30b
(Azidophile Quellfluren)

1. *Cardaminetum amarae* (Rübel 12) Br.-Bl. 26
— *chrysosplenietosum* BORHIDI ined.

Areal: Mittelgebirge, zerstreut, z. B. Bükk (Soó, ZÓLY. ined.), Mátra (Soó 37b) usw., Transdanubien (Soó 34d: Vas, Pócs 57: Zala, BORHIDI ined.: Somogy), häufiger in Siebenbürgen (BALÁZS 42 T, Soó 27 L, 47a, 49, ferner 30c L, 44a)

Wohl ist die karpatisch-pannonische Gesellschaft als südöstliche geographische Variante vom mitteleuropäischen (typicum) und vom atlantischen (subatlanticum) abzutrennen.

(Bitterschaumkraut-Quellfluren)

2. *Bryetum schleicheri* (Br.-Bl. 26) Koch 28

Areal: Transdanubien, Kom. Zala (Pócs 57). Weitere Verbreitung festzustellen, die Leitart noch um Budapest.
(Bachmoosfluren)

2. *Cratoneurion commutati* Koch 28

(Basophile Quellfluren)

Cratoneuretum commutati hungaricum Soó nom. prov.

Areal: Bükk (ZÓLY. ined.), Balatongebiet (KOVÁCS ined.) Kalkquellfluren kommen im Mittelgebirge, sowie auch in Transdanubien vor, wurden aber bisher zöologisch wenig untersucht.

SCHEUCHZERIO-CARICETEA FUSCAE (Nordh. 36) Tx. 37

VII. SCHEUCHZERIETALIA PALUSTRIS Nordh. 36.

Rynchosporion albae Koch 26

Syn.: *Scheuchzerion palustris* (Nordh. 36) Tx. 37
(Moorschlenkengesellschaften)

Rhynchosporium albae Koch 26 *croaticum* Horvat 39,50

Areal: Transdanubien, Kom. Zala (Pócs 57) Über früheres fragmentarisches (?) Vorkommen im Mittelgebirge cf. Soó 54, 55b
(Schnabelsimsenges.)

VIII. CARICETALIA FUSCAE Koch 26 emend. Oberd. 49

(*C. goodenoughii* Nordh. 36 p. p., *Drepanocladetalia annulati* Krajina 33)

Caricion canescentis-fuscae (Nord. 36) Tx. 37

Syn.: *Caricion fuscae* Koch 26 p. p. (p. p. *C. davallianae* !); *C. canescentis-goodenoughii* Nordh. 36: *Drepanocladion exannulati* Krajina 33; *Eriophorion scheuchzeri* Hadač 39; *Caricion lasiocarpae* Vanden Berghen 52
(Azidophile Zwischenmoore)

1. **Cariceto lasiocarpae-Sphagnetum recurvi** (Zóly. 31 L), Soó 54 T, 55b

Syn.: *C. lasiocarpae sphagnetosum* Schwick. 42, *sphagnosum* Soó 44a; *Sphagnum recurvum* ass. Soó 40 (*Sphagnetum recurvi* Soó 41) p. p.; *Sphagneto-Caricetum lasiocarpae* Soó 45, 51b, Zóly. 52; *C. lasiocarpae—Sphagnetum palustris betulosum* Simon 53, 54; *Betuletum pubescentis sphagnosum* Soó 34a p. p.

— *sphagnosum palustris* (Soó 54)

— *caricosum acutiformis* (Soó 54, *Carex acutif.*—*Sphagnum* ass. Zóly. 31 L)

— *caricosum inflatae* (*Carex rostrata*—*Sphagnum recurvum* ass. Zóly. 31 L)

— *menyanthosum* (*Menyanthes trifoliata*—*Sphagnum recurvum* ass. Zóly. 31 L)

Vertreter des *Caricetum lasiocarpae* Koch 26 (atlantisch-mitteleuropäisch) im karpato-pannonischen Raum. Weitere *Caricion canescentis-fuscae* Gesellschaften, wie *Cariceto canescentis-Agrostetum caninae* Tx. 37 und *Caricetum diandrae* (Lutz et Pl.) Prsg. nur in den Karpaten.

Areal: Mittelgebirge (Kom. Gömör: ZÓLY. 31), Alföld, im Nordosten (SIMON 53, 54 L), auch in den Ostkarpaten (Soó 44a).

(Fadenseggenmoore)

2. **Cariceto echinatae—Sphagnetum recurvi-palustris** Soó (34) 54

Syn.: *Carex echinata—Sphagnum* ass. Soó 40, ZÓLY. Bot. Közl. 1940. p. 95; *C. echinata-Sphagnum palustre* ass. Zóly. Bot. Közl. 1944. 166; *Sphagnetum mixtum caricosum echinatae* Soó 34d, *Sphagneto-Caricetum echinatae* Soó 45, *C. echinatae sphagnosum* Soó 41, 54a T, Balázs 42 T; *Sphagnum-Nardus-Carex stellulata* (ass.) Pauca 41.

— *caricosum fuscae*, *c. inflatae*, *erriophorosum latifolii*, *juncosum effusi* (alle fac. bzw. cons. Balázs 42)

— *magnocaricetosum* (Pócs 57)

— *molinetosum* (*Molinietum* Pauca 60 T *Junceto-Molinietum juncetosum effusi sphagnosum* KOVÁCS ined.)

Areal: Mittelgebirge (Sátorgéb.: Soó Bot. Közl. 1938, 326), Transdanubien (Vas—Zala—Somogy, Soó 34d, BOROS plur. 10c, 24, 26, 43, Pócs 57),

in Siebenbürgen z. B. Meszesgeb. (BALÁZS 42 T), Bihargeb. (Soó 43c),
 Seklerland (Soó 44a).
 (Igelseggenmoore)

3. *Sphagnetum palustris-acutifolii* (pannonicum) Soó (28) 40, 41, 54

Syn.: *Sphagnum acutifolium-cymbifolium* ass. Soó 28a, 30a L, b. 33a

a) *phragmitetosum* (subass. *Phragmites* Soó 28a, 30a)

— *juncetosum subnodulosi* (subass. *Juncus subn.* Soó 28a, 30a, Übergang zum
Juncetum subnodulosi, *J. subnodulosi sphagnetosum* Kovács
 ined. cf. *Juncetum subnodulosi sphagnosum* Jonas 33)

b) *caricetosum elatae* (Soó 54 als Fazies; *Sphagneto-Caricetum elatae* Boros 53c,
 vgl. *Caricetum elatae sphagnetosum platyphylli* S. 333)

c) *molinetosum* (Soó 54 als Fazies, *Sphagnum-Molinia* Polster Zóly. 39a—b L)

Areal: Mittelgebirge (Pilisgeb.-b., Balatongebiet-a.), Transdanubien (Kőszeg-c.)

Vgl. die ausführliche Behandlung des Verbandes in Soó 54 T.

OXYCOCCO - SPHAGNETEA Br.-Bl. et Tx. 43.

IX. LEDETALIA PALUSTRIS Nordh. 36

Syn.: *Erico-Ledetalia palustris* Tx. 37; *Erico-Sphagnetalia* Schwick. 40,
Sphagnetalia Pawl. 28, Krajina 33 p. p.; *Sphagno-Ericetalia* Br.-Bl. 49
Sphagnetalia fusci Tx. 55

Sphagnion fusci Br.-Bl. 20, Schwick. 33.

Syn.: *Sphagnion continentale* Schwick. 40 (Unterverband); *Oxycocco-Ericion*
 auct. (Br.-Bl. et Tx.) non Nordh. 36 (*Sphagnion atlanticum* Schwick.
 40); *Vaginato-Sphagnion europaeum* Duvign. 49; *Oxycocco-Sphagne-*
tum Knapp 48; *Eriophorion vaginati et Sphagnion cuspidati* Krajina
 33 p. p.
 (Hochmoore)

Eriophoreto vaginati -Sphagnetum recurvi-magellanicum Soó (27) 54 T, 55b

Syn.: *Eriophoretum vaginati* Soó 27 L; *E. v.-Sphagnetum mixtum* Soó 27b;
E. v. sphagnetosum Soó 44a; *Sphagneto-E. v.* Pop 32, KLIKA et ŠMARDÁ
 44, Soó 45; *Eriophoreto-Sphagnetum fusci, medii* Soó 44a; *E.-Sph.*
recurvi betulosum Simon 54, 54; *E. v. dacicum* Borza 34; *E. v. tatricum*
 Krajina 33 (ein Gemisch von austrocknenden Übergangstypen zwischen
Eriophoretum vaginati u. *Caricion curvulae*! cf. Soó 55b); *E. polysta-*
chium-Sphagnum recurvum-medium ass.; *E. v.-Sph. recurvum* ass.,
Polytrichum strictum Bulten, *Betula pubescens-Sph. recurvum* ass. Zólyomi
 31b (Soziationen!); *Betuletum pubescentis sphagnetosum* Zóly. 52

non *E. v.-Sph. recurvi* Duvign. 44, nec *Sph. fusci* Luquet, nec *Sph. magellanic* (Malcuit) Höhr. (*Sph. medii-rubelli* Schwick.)

Die Ass. im weiteren Sinne wurde zuerst wohl von LORENZ 1858 beschrieben, später von WEBER (1902 *Vaginato-Sph. recurvi*), dann von LIBBERT (1932 *E. v.-Sph. medii*) usw. Unsere Ass. ist die karpatische Variante.

— *sphagnosum recurvi*, *sph. recurvi-magellanic*

— *polytrichosum*

— *eriophorosum vaginati*, *er. polystachyii* (vgl. ZÓLY. 31, Soó 54)

Areal: Nord- u. Ostkarpaten. in Ungarn nur am Nordrand des Mittelgebirges (Kom. Gömör. fragmentarisch — ZÓLY. 31) und des Alföld (Kom. Bereg: SIMON 53, 54 L)

(Wollgras-Hochmoore)

Vgl. die ausführlichere Behandlung des Verbandes in Soó 54 T.

NARDO-CALLUNETEA Prsg. 49

X. NARDETALIA Oberd. 49

Nardeto-Agrostion tenuis Sill. 33

Syn.: *Nardion* Pawl. 27 p. p.; *Violio-Nardion* Oberd. 50 p. p., Soó 50, 51b (mehr atlantisch, wie auch *Nardo-Galion saxatilis* Prsg. 51)

— non *Agrostideto-Festucion rubrae* Puşcariu 1956 — *Trisetio-Polygonion* Br.-Bl. et Tx. 43.

Die subalpinen *Nardeten* gehören zum Verband *Nardo-Trifolion alpini* Prsg. (*Eu-Nardion* Br.-Bl. p. p., *Nardion* Pawl. p. p.)

(Montane Magerrasen)

1. *Agrostetum (Agrostidetum) tenuis* (Szafer, Pawl., Kulez. 23)

Syn.: *A. vulgaris* Szafer etc. 23; *A. tenuis* Soó 27, 50, 51b; *A. capillaris* Soó 40, 41, 45; *Agrostis vulgaris-Gladiolus imbricatus* ass. Br.-Bl. 30; *Anthoxantheto-Agrostidetum tenuis* Sill. 33; *A. tenuis-Deschampsia caespitosa* ass. Soó 30c

(Praealpine Magerwiesen)

B. *Poeto (angustifoliae)-Agrostetum* Soó

Syn.: *Agrostideto-Brometum* Soó 27 L p. p.; *Poeto-Agrostidetum capillaris* Csűrös et Soó 47a, 49 T.

— cons. *Poetum angustifoliae*, *Agrostidetum capillaris*, *Festucetum sulcatae*. fac. *Poa bulbosa* Soó 46a, 49

Sekundäre Magerrasengesellschaft, gehört wohl zu *Cynosurion*. (Siebenbürgen)

C. *Agrostetum tenuis pannonicum* Soó nom. nov.

Syn.: *Agrostidetum tenuis* Soó 28a, 30a L, 34d

— *holcetosum*, *helianthemetosum* Pócs 57.

— *agrostetosum caninae* (*Agrostis canina* ass. Harg. 42 T)

— *deschampsietosum flexuosae* Soó (*Deschampsietum flexuosae* Balázs 42 T., Ujv. 44),

— *festucetosum sulcatae*, *avenastrosum pratensis* Horánszky ined.

Areal: Transdanubien (Vas-Zala) bis zum Balatongebiet. Mittelgebirge, z. B. Pilisgeb. (HORÁNSZKY ined. T), Mátra (Soó 37b), Bükk, Gömör (ZÓLY. ined.), Sátorgeb. (Soó 40b, HARG. 42), ob identisch?

b) *festucetosum capillatae* Pócs 57

Syn.: *Festucetum capillatae* Horvat 31 L.; *Nardeto-Festucetum capillatae* Klika—Šmarda 43

(Trockene Straussgraswiesen)

Die montanen Magerwiesen sind in Ungarn noch kaum bekannt, Bearbeitung nötig.

2. *Nardeto-Festucetum ovinae* Dostál 33

Syn.: *Nardetum strictae* Soó 30c, 34d, 37b, 40b, 41, 45 et auct. hung.; *Festuco ovinae-Nardetum* Soó 50, 51b; *Nardetum montanum festucetosum ovinae* Zóly. 34, 36 T; *Nardetum strictae festucetosum ovinae* Soó 44a

— *calamagrostetosum* (*Nardus s.-Cal. arundinacea* ass. Paucă 41 T)

— *festucetosum valesiacaе*, *caricetosum humilis* (?) Dostál 33

— *agrostetosum tenuis* (Dostál 33, HORÁNSZKY ined.)

B) *festucetosum ovinae* (*Festucetum ovinae nardetosum* Zóly. et Jakucs ined.)
Übergang zum *Trisetetum flavescens*, mit *Arrhenatherion*-Elementen.
(Bükk-Gebirge)

Areal: Mittelgebirge, Pilis—Visegrád-Geb. (BOROS 53c, HORÁNSZKY ined. T. Börzsöny (Pócs ined.), Mátra (Soó ap. ZÓLY. 36 L, 37b, KÁRPÁTI Z. 52), Bükk (Soó 30c, ZÓLY. 36, JAKUCS ined.), Tornaer Karst (DOSTÁL 33, JAKUCS 54b), Sátorgeb. (Soó 40b, HARG. 42 T, 43c L), Transdanubien: z. B. Vas (Soó 34d). Auch »Hygronardetum« (JAKUCS 54a)

Anm. MIKYSKA (33 Schemnitzer-Geb.) unterscheidet nach Entwicklungsstadien ausser dem typischen *Festuca ovina* St. noch *N. herbosum* (Initialst.), *N. degradatum*, *N. destructum*. Das *Nardetum callunetosum* (*Nardeto-Callunetum* Smarda 53, Klika-Šmarda 54) führt zum folgenden Verband.

(Montane Borstgraswiesen)

XI. CALLUNO-ULICETALIA (Quentin 35) Tx. 37

(*Calluno-Genistetalia* Schwick. — *Calluno-Ulicetalia* Br.-Bl. et Tx. 43)

Calluno-Genistion (Tx. 37) Knapp et Tx. 42, Duvign. 44

Syn.: *Ulicion* auct.

Calluno-Genistetum germanicae (Horvat 31) Soó nom. nov.

Syn.: *Calluneto-Genistetum* Horvat 31 L, *croaticum* Horvat 42

- a) *typicum* (*callunetosum*) (*Callunetum vulgaris* Soó 34d, 40, 41 et auct. hung.)
- b) *caricetosum fritschii* (*Calluna vulgaris*—*Carex fritschii* ass. Zóly. ap. Jáv. 40)
- c) *myrtilletosum* (*Callunetum myrtilletosum* Soó 41a L. 45; *Vaccinium myrtillus*—*Calluna* ass. Egger 33; *Callunetum vaccinosum* Zóly. ap. Jáv. 40)
- d) *betuletosum* (*Betulo-Callunetum* Zóly. ap. Jáv. 40. Soó 50a, 51b, JAKUCS 54, KÁRP. 55)
- e) *quercetosum* (*Querceto-Betuletum callunetosum* Zóly. l. c.)
- f) *juniperetosum* (*Betuleto-Juniperetum* et *Juniperetum callunetosum* Zóly. l. c., JAKUCS 54)

g) *molinetosum* (*Calluna-Molinia* ass. Egger 33)

Unsere *Calluna*-Heiden sind durch Zerstörung (Schlag, Weide) der azidophilen Eichen-[und Buchen-]wälder (*Luzulo-Quercetum* bzw. *Luzulo-Fagetum*) entstanden, während die atlantischen Heiden (*Calluneto-Genistetum* Tx. 37) Derivate von *Querceto roboris Betuletum*, die mitteleuropäischen Bergheiden (*Calluneto-Intennarietum* Tx. 37) durch Degradation aus dem *Querceto petraeae-Betuletum* entstanden sind.

Areal: Mittelgebirge (Sátorgeb., Soó 40b, Tornaer Karst, W-Bakony: Uzsá, Balatongebiet: Kisőrs (Jáv. 40), Transdanubien (Sopron, Vas, Zala). Auch in Siebenbürgen (z. B. Soó 44c) (Heidekraut-Ginster-Heiden)

MOLINIO-JUNCETEA Br.-Bl. 49, 51

(*Molinio-Arrhenatheretea* Tx. 37 p. p. (Br.-Bl. et Tx. 43 p. p.)

XII. CARICETALIA DAVALLIANAE Br.-Bl. 49

(*Tofieldietalia* Prsg. ap. Oberd. 50 — *Eu-Caricetalia davallianae* et *Schoenetalia* Pign. 54 — *Molinietalia* auct. p. p., sic Soó 40, 41, 50a, 51b, KLIKA 55, OBERD. 56 p. p.)

Diese Ordnung wird öfter in die Klasse *Scheuchzerio-Caricetea fuscae* eingebracht, obwohl die Kalkflachmoore mit den Streuwiesen — *Molinietalia* — in engster Beziehung stehen (Kontaktgesellschaften, Komplexbildung, Übergänge, Sukzessionsstadien), darauf habe ich mehrfach hingewiesen, z. B. Soó 31a, 33a, 33b, 54.

1. Caricion davallianae Klika 34

Syn.: *Parvocaricion* Soó 30b p. p.; *Schoenion ferruginei* Nordh. 36; *Schoenion continentale* Pign. 54; *Eriophorion latifolii* Br.-Bl. et Tx. 43 sensu

lato ; *Calthion palustris* Oberd. 56 p. p., — non Tx.; *Epipacto-Schoenion ferruginei* Duvigneaud 49.

(Basophile Flachmoore)

1. *Caricetum davallianae* (Br.-Bl. 24, Dutoit 24) Koch 28 **pannonicum** Soó nom. nov.

Syn.: *Sesleria uliginosa*-Komplex *Carex davalliana* typ. Soó 28a, soc. Soó 33a

— *blysmosum* (Kuhn 37 *Blysmus facies* Koch 26)

— *eriophorosum* (*Eriophorum facies* Koch 26, BORHIDI 56)

— *caricosum paniceae* (*Carex panicea facies*, BORHIDI 56, KOVÁCS ined.)

— *c. distantis* (*Carex distans facies*, BORHIDI 56)

— *c. elatae*, *c. acutiformis*, *c. appropinquatae*, *cladiosum marisci* (Kovács ined.)

— *holcosum lanati* (Kovács ined.)

b) *juncetosum subnodulosi* (*C. davalliana*-*Juncus subnod.* Komplex Borhidi 56, *Juncus subnod.* facies Zóly. 51b)

c) *seslerietosum* (Klika 41)

d) *caricetosum flavae* (*Carex flava*-*Eriophorum latifolium* consoc. Borhidi 56 T, MÁTHÉ 56 L)

— *caricosum fuscae* (Kovács ined.) Übergänge zum Eriophorion.

e) *equisetetosum variegati* (Kovács ined., *E. variegatum* Ges. Oberd. 56)

Areal: Mittelgebirge so in Neograd-Gödöllőer Hügel (MÁTHÉ 56 L), Vértés (KOVÁCS), Bakony (TALLÓS 54), Balatongebiet (Soó), Transdanubien, z. B. Sopron (Soó 41b), Vas (Soó 34d), Zala (PÓCS 54, NAGY 55 L), Kleine Tiefebene (BORHIDI 55 T), am Nordrande des Donau-Theiss Zwischenstromlandes (ZÓLY. 51b, Soó, KÁRP. ined.). Die subass. mit *Equisetum variegatum* ist von Pécel und Kom. Zala bekannt (KOVÁCS). Vgl. Soó 40, 41, 45, 50, 51b.

(Seggenflachmoore)

2. *Schoenetum nigricantis* (All. 22) Koch 26 **pannonicum** Soó nom. nov.

Syn.: *Sesleria uliginosa*-Komplex *Schoenus nigricans* typ Soó 28a, soc. Soó 33a

— *phragmitosum* (Horvatič 30, Soó 49)

— *caricosum hostianae* (Kovács ined.)

b) *juncetosum subnodulosi* (*Schoeneto-Juncetum* Soó 32a, *Schoenus n.-Juncus subnodulosus* ass. Soó 30a L, KOMLÓDI ined.)

c) *seslerietosum* (Kovács ined., *Sesleria uliginosa* komplex *Schoenus nigricans* Typ Soó 28)

d) *caricetosum davallianae* (cf. NAGY 55: Türje)

Areal: Mittelgebirge, nur im Westen (Balatongebiet: Soó 32a, 33a), Transdanubien (Sopron: Soó 41a L, Z. KÁRP. 56), Slawonien (HORVATIC 30 L), Wiener Becken — Kleine Tiefebene (DU RIETZ 23, BOJKO 32,

WAGNER 40, TALLÓS 54), als verarmte Variante am Rande des Mittelgebirges und im Moorzienengebiet des Donau—Theiss Zwischenstromlandes (KOMLÓDI ined., KÁRP. ined.), oft in Übergängen zum *Molinietum* (Sukzessionsstadien, s. *Molinietum schoenetosum*). *Schoenetum mariscosum* s. *Cladietum schoenetosum*. Vgl. Soó 40, 41, 45, 50, 51b. (Kopfbinsen- o. Schwarzriedmoore)

2.b. *Schoenetum nigricantis transsilvanicum* Soó 47a, 49

Syn.: *Schoenetum nigricantis-Caricetum flavae* ass. Soó 27

b) *cladietosum*, c) *phragmitosum* Soó l. c.

Areal: Siebenbürgen, nur von Kolozsvár bekannt. (Kennarten z. B. *Tofieldia calyculata*, *Swertia perennis*, *Orchis transsilvanica*, viel *Carex flava*, *Eriophorum latifolium*) vgl. noch PRODAN 44 (p. 342). Das Vorkommen von Szászhermány zeigt aber den Übergang zum *Schoenetum nigricantis* (typicum, *bohemicum* Klika et *pannonicum* Soó) Kennarten: *Pinguicula vulgaris*, *Primula farinosa*, *Polygala amarella* (vgl. ZÓLY. 39a L)

3. *Juncetum subnodulosi* (All. 22) Koch 26 *pannonicum* Soó nom. nov.

Syn.: *Juncetum obtusiflori* auct. (Du Rietz, Koch etc.)

— *caricosum acutiformis* (*Carex acutiformis*-*Juncus subnod.* ass. Soó 30a)

— *c. elatae*, *c. flavae*, *c. davallianae* (Kovács ined.)

Areal: Mittelgebirge, nur im Westen (Vértes: BOROS 54b, Balatongebiet: Soó 30a, 32a, 33a). Transdanubien (Sopron: Soó 41a L, 2. KÁRP. 56, Vas: Soó 34d, Zala: PÓCS 54, Túrje: NAGY 55 L), Wiener Becken—Kleine Tiefebene (DU RIETZ 23, WAGNER 40, POLGÁR 41, TALLÓS 54), Donau—Theiss Zwischenstromland (Ócsa: KOMLÓDI ined., an der Donau, im Norden: KÁRP. ined.) Übergänge zum *Schoenetum* (s. dort), *Caricetum davallianae* (s. dort), *Seslerietum uliginosae* (*Schoenus-Juncus-Sesleria* ass. bzw. soc. Soó 32a, 33a). Vgl. noch Soó 40, 41, 45, 50, 51b (Binsenflachmoore)

4. *Seslerietum uliginosae* (medio-europaeum) Soó 41a, Klika 43

Syn.: *Sesleria-Molinia* ass. bzw. subass. Soó 32a, ZÓLY. 34 L, ZLATNIK 28; *Seslerietum coeruleae* Boros 54b: *S. uliginosa* Ass. komplex Soó 28 p. p. non *Hygroseslerietum balticum* Palmgren 15

b. *schoenetosum* (*Schoenus-Sesleria-Molinia* ass. bzw. soc. Soó 32a, 33a)

Areal: Mittelgebirge, nur im Westen (Vértes: BOROS 54b, Bakony: BOROS Bot. Közl. 1937. 94, Balatongebiet: Soó 28, 32a, 33a), am Westrand des Alföld—Mezőföld (Kovács ined.), Transdanubien (Sopron: Soó 41a L, 2. KÁRP. 56, Vas: Soó 34d), Wiener Becken—Kleine Tiefebene (DU RIETZ 23, BOJKO 32, ZÓLY. 34, POLGÁR MBL. 1926. 110). In Sieben-

bürgen einzig bei Szászhermány (Herman-Honigberg) — ZÓLYOMI 39a.
Vgl. Soó 40, 41, 45, 50, 51b.

Komplexbildung mit den anderen *Caricion davallianae* Gesellschaften
und mit dem *Molinietum*.

(Blaugrasmeore)

2. *Eriophorion latifolii* Br.-Bl. et Tx. 43 em. Soó 47a

Der Name soll gleichbedeutend sein mit *Caricion davallianae*. ich brauche ihn zur
Bezeichnung der basophilen Bergflachmoore. Die unten angeführten Gesell-
schaften stehen zwischen *Caricion davallianae* und *C. canescentis-fuscae*.

1. *Cariceto flavae-Eriophoretum* Soó 44a T, 47a, 49 T

Syn.: *Eriophoretum polystachyii-latifolii* Soó 27; *Caricetum paniculatae* Harg.

42 T — non aliorum; *C. lepidocarpa*—*Juncus effusus* ass. Harg. 42 T.

Übergänge zum *Magnocaricion* und *Caricion fuscae*. Hat weder die Kennarten
des *Caricion davallianae* noch azidophile Moorpflanzen. Weiter zu überprüfen.
Viele Konsoziationen bzw. Fazies:

a) *caricetosum flavae-lepidocarphae* (Soó 47a, 49, 44a, *Carex lepidocarpa*—*Juncus*
effusus ass. Harg. 42 T)

— *caricosum paniceae* (Soó 47a, 49)

— *caricosum buxbaumii* (Soó l. c.)

— *equisetosum palustris* (Soó l. c.)

— *eriphorosum latifolii* (cons. *Eriophoretum latifolii* Soó l. c., HARG. 42)

b) *caricetosum fuscae* (*Caricetum fuscae* Soó 41a L, 43c, 44a, HARG. 42 T)

— *caricosum echinatae* (Soó 44a, *Eriophorum latifolium*—*C. echinata* cons. BOR-
HIDI ined.)

c) *caricetosum paniculatae* (*Caricetum paniculatae* Harg. 42)

— *car. gracilis* (*C. panic. caricetosum gracilis* Harg. 42)

— *car. pseudocyperi* (*C. panic. caricetosum pseudocyperi* Harg. 42)

— *scirposum silvatici* (*Scirpus* s. Bestände Harg. 42)

d) *caricetosum caespitosae* (?*Caricetum caespitosae* Soó 34d)

e) *menyanthetosum* (cons. *Menyanthetum* Soó 47a, 49)

Areal: Mittelgebirge, so im Bükk (Soó, ZÓLY.—JAKUCS ined.), Sátorgeb. (Soó
40b, HARG. 42) und Tornaer-Karst (JAKUCS 54), Transdanubien (Kom.
Sopron: Soó 41a, Vas: Soó 34d (?) Zala: PÓCS ined., Somogy: BOR-
HIDI ined.) häufiger in Siebenbürgen (Soó 43a, 44a, 47a, 49)

(Wollgras-Seggenbergwiesen)

2. *Caricetum appropinquatae-echinatae* Soó (54)

Syn.: *Caricetum paradoxa-echinatae* Soó 54 T, BORHIDI ined. Ungenügend
bekannte Assoziation, aus der Nyírség beschrieben, auch in Trans-

danubien. Kom. Somogy (BORHIDI). Steht zwischen *Magnocaricion* und *Eriophorion latifolii*, bzw. *Caricion canescentis-fuscae*.

Pflanzengesellschaft zweifelhafter Stellung: **Hirculo-Molinietum coeruleae** Soó (44a) nom. nov.

Syn.: *Molinietum Saxifraga hirculus* subass. Soó 41a, 55b. Weitere Kennarten: *Carex diandra*, *C. dioica*, *C. caespitosa*, *Drosera anglica*, *Salix repens*, usw. in der Nähe *Betula humilis*, *Ligularia sibirica*. Kein *Sphagnum*, nur *Drepanocladus aduncus* (dom.) mit *Camptothecium trichodes*. Etwas ähnlich ein anderer Bestand von *Molinia*, mit *Triglochin palustre* (codom.) *Herminium*, *Ligularia sibirica* (Koložsvár vgl. Soó 27, 47a, 49)

Areal: Ostsiebenbürgen, Kom. Csik.

XIII. MOLINIETALIA Koch 26

1. *Filipendulo-Petasition* Br.-Bl. 47.

Syn.: *Petasition officinalis-albae* (Sill. 33) Klika 51: *Calthion* Tx. p. p.; *Adenostylion-Epilobion* Soó (30b. p. p.) (Hochstaudenfluren)

1. *Petasitetum hybridum* (Dostál 33) Soó 40, 41, 45, 50, 51b

Cirsium oleraceum-Angelica silvestris ass. *Petasites hybridus* subass.

Syn.: Tx. 37 *Petasitetum officinalis* Schwick.: *Petasites hybridus-Aegopodium podagraria* ass. Tx. 47, 56; *Geranio-Petasitetum* Oberd. 56; *Alnus glutinosa-Salix purpurea* ass. Pauca 41 p. p.! : *Petasites hybridus* stadl. Klika 42: *P. albus-hybridus* soc. Soó 34d; *P. officinalis* syn. Soó 27

— *caricetosum paniculati* Dostál 33

Areal: Mittelgebirge (z. B. Tornaer-Karst: DOSTÁL 33, Pilis-Visegrád-Geb. BOROS 53c, HORÁNSZKY ined., Mátra: Soó 37b, Bükk: Soó, ZÓLY. ined., Sátorgeb.: Soó 40b), Transdanubien (z. B. Sopron: KÁRPÁTI 55). häufig in den Karpaten. (Pestwurzges.)

2. *Filipenduleto-Geraniatum palustre* Koch 26, Tx. 37, Soó 40, 41, 55b.

Syn.: *Filipenduletum ulmariae* Soó 27, 34b, EGGLES 33; *Geranium palustre-F. ulmaria* syn. Zóly. 34, 36 L; *Geraniato-Filipenduletum* Soó 45, 47a, 49, 50, 51b, 53, 55, MÁTHÉ 56; *Filipenduletum ulmariae-Cirsietum oleracei* Soó 27 p. p.

Areal: Mittelgebirge, verbreitet!, aber wenig untersucht (Bakony, Cserhát: KOVÁCS ined., Bükk: ZÓLY. l. c., Sátorgeb.), Transdanubien (Vas-Zala: KOVÁCS ined., Pócs 57), Alföld, so in der Nyírség, im Donau-Theiss

Zwischenstromgebiet (ohne *Geranium*, verarmt)! Auch in Siebenbürgen (Soó l. c.)
(Sumpfstaudenfluren)

3. **Angelico-Cirsietum oleracei** (Tx. 37) emend. Soó 40, 41, 45, 50, 51b

Syn.: *Cirsium oleraceum*-*Angelica silvestris* ass. Tx. 37. s. str.; *Cirsium oleraceum*-*Polygonum bistorta* ass. Tx. 51 p. p.: *Filipenduletum ulmariae*-*Cirsietum oleracei* Soó 27 p. p.: *Filipenduletum ulmariae cirsiosum oleracei* Soó 34b.

Areal: Mittelgebirge, zerstreut (z. B. am Rande des Bakony, Bükk ZÓLY. ined., Gödöllőer Hügel MÁTHÉ 56)!, Transdanubien (z. B. Sopron: KÁRPÁTI 55, Vas: Soó 34d, Zala: Pócs 57), Alföld, selten, manchmal im Kom-
plexe mit der vorigen Ass. (z. B. Ócsa!) Auch in Siebenbürgen (Soó 27, 47a, 44a)
(Kohldistelwiesen)

4. **Chaerophylletum cicutariae** Soó 34d, 47a, 49

Syn.: *Chaeroph. hirsutum*-*Chrysosplenium alternifolium* ass. Zlatnik 28 p. p. --
non *Chaerophyllo-Ranunculetum* Oberd. 52.

— *equisetosum maximi* (*Equisetetum maximi*-*Chaerophylletum cicutariae* Soó 27)

Areal: Transdanubien: Kőszeg (Soó 34d), mehrfach in Siebenbürgen (Soó 27, 44a, 47a, 49) Gesellschaft zweifelhafter Stellung, mehr als Kraut-
schicht des *Fagetum altherbosum*. Meist zum *Adenostylien* gestellt.
(Kälberkropfges.)

Anm. Wohl gehören die *Iris sibirica*-*Aconitum gracile* Bestände (Synusium Zóly. 36 L) auf dem Bükk-Plateau als Fragmente zum Verband *Adenostylien*.

2. **Molinion coeruleae** Koch 26

Syn.: *Molinio-Juncion acutiflori* Duvign. 49

(Streuwiesen, Pfeifengras- o. Bentgraswiesen)

1. **Junceto-Molinietum** Prsg. 51

Syn.: *Molinietum coeruleae* subass. *Sieglingia decumbens* Knapp 45

b) *juncetosum effusi* (Kovács 56)

— *caricosum paniceae* (Kovács ined.)

— *sphagnosum* (Kovács ined. — *Cariceto echinatae*-*Sphagnetum molinietosum*)

c) *nardetosum* (Jonas) Tx. (*Molinietum nardetosum* Jonas 22, Kovács 56)

— *festucosum rubrae*, *moliniosum altissimae* (Kovács ined.)

Areal: Transdanubien, Kom. Vas—Zala: Örség, Göcsej, um Nagykanizsa (ZÓLY. 39 ined., Kovács 56, Pócs 55 ined.). Somogy (BORHIDI) Mittel-

gebirge, Pilis (HORÁNSZKY ined.) Mátra (PÓCS ined.), bes. subass. *nardetosum*.

(Azidophile Streuwiesen)

2. *Molinietum coeruleae* (All. 22) Koch 26 s. str. (*M. medioeuropaeum* Oberd. 56)

Syn.: *Eu-Molinietum* Pign. 54, Tx. 55 : *M. coeruleae* subass. *Epipactis palustris* Knapp 48 ; *Silaetum pratensis* Knapp 48 p. p.

a) *caricetosum paniceae* (typicum) (Koch 26, HORVATIC 30, ZÓLY. 34 L, Soó 36b, 38a L b, 41, 51b ; *M. coer.-Carex panicea* ass. Soó 40 ; *Molinia-Carex panicea-Poa trivialis-Anthoxanthum* typ. Ubr. 43)

— *molinosum altissimae* (Kovács ined.)

— *phragmitosum, thelypteridosum* (Zóly. 34)

— *caric. davallianae* (Kovács 56 — Initiale Sukzessionsstadien)

— *caric. distantis* (Soó 40 vgl. *Agrosteto-Caricetum distantis molinosum*)

— *caric. acutiformis* (Kovács ined.)

— *festucosum arundinaceae* (*Molinio-Festucetum arundinaceae* Prodan 44)

— *agrostosum* (Klika 29)

— *eriophorosum* (Soó 34d, 38b, KOVÁCS 56)

— *cirsiosum cani, succiselliosum* (Zóly. 34)

— *succisiosum* (Kovács 56)

ab) *molinietosum* (Scherrer 1925)

b) *caricetosum hostianae* (Koch 26, HORVATIC 30, Soó 40 ; c. *hornschuchianae* Issler 22 ; subass. *schoenetosum* Wagner 50 T, vgl. unten)

— *phragmitosum* (Kovács ined.)

— *caric. acutiformis* (Soó 41)

c) *caricetosum tomentosae* (Koch 26 ; *Silaetum pratensis* Knapp p. p.)

— *serratulosum* (Kovács 56 — Fazies, auch von *Sanguisorba*, Soó 33b)

d) *caricetosum fuscae* (Soó 36a subass. *car. goodenowii*, *C. goodenowii* Soó 38a L, ap. ASZÓD 36 L, cons. *C. fuscae* Soó 53, 55 L ; *Carex goodenowii-Molinia-Succisella* ass. Soó 34d ; *C. goodenowii-Poa palustris-P. trivialis* typ. Ubr. 43)

e) *juncetosum subnodulosi Molinietum juncetosum obtusiflori* Vanden Berghen 51, KOMLÓDI ined. ; *Juncus subnod.-M. coer. ass.*, *Juncus subnod.-M. coer.* Komplex Soó 28a, 32a

f) *schoenetosum* (*Schoenus-Sesleria-Molinia* Komplex bzw. soc. Soó 32a, 33a ; *Schoenus-Juncus-Molinia* Komplex Komlódi ined.)

g) *seslerietosum* (*Sesleria-Molinia* Komplex Soó 32a, subass. 33a, ZÓLY. 34, KOVÁCS 56). Wohl gehören hierzu die Subass. von *Arrhenatherum* u. *Ranunculus repens* (*agrostidosum*) bei WAGNER 50 T.

— *holcosum lanati* (Fazies bzw. soc. Soó 32a, BORHIDI ined.)

— *agrostidosum albae* (Fazies bzw. soc. Soó 32a, 33a)

h) *poetosum trivialis* Knapp 45 (*Festucetum pratensis* cons. *Agrostis alba-Poa trivialis* bzw. *Agrostideto-Poetum trivialis* Soó 38a L b; *Molinio-Poetum trivialis* Soó 53, 55 L)

i) *arrhenatheretosum* (Wagner 50 subass. *Arrhenatherum*)

— *brometosum erecti* (Klika 29, *Mesobrometo-Molinietum* Issler 32)

— *festucosum pseudovinae* (Kovács, KOMLÓDI ined.)

— *anthoxanthosum* (Zólyomi 34)

h—i) Übergänge zu Sumpfwiesen (*Deschampsietum caespitosae*), Fettwiesen (*Arrhenatheretum*) und Trockenrasen (*Polygaleto-Brachypodietum*), vgl. WAGNER 50 T, ferner zu *Cynosureto-Festucetum rubrae* (KOVÁCS ined.). Komplexbildung mit allen *Caricion davallianae*-Gesellschaften (*Schoenus-Juncus-Sesleria-Molinia* Komplex Soó 32a, 33a, 33b, 34d).

Areal: Alföld, bes. im Donau-Theiss-Zwischenstromland (ZÓLY. 51b, KOMLÓDI ined., KÁRP. 51, ined.) und in der Nyírség (Soó 36b, 38a—b, 51, 53), Kleine Tiefebene (BOJKO 32, ZÓLY. 34, POLGÁR 41, BALÁZS 51b, BORHIDI 56), Wiener Becken (WAGNER 50), Transdanubien (Vas: Soó 34d, JEANPLONG ined., Zala: NAGY 55 L, Somogy: BORHIDI ined.), Mittelgebirge (Bakony: KOVÁCS ined., Neograd—Gödöllőer Hügel: MÁTHÉ 56 L, KOVÁCS 55—56 L, Sátorgeb.: Soó 40b).

Subass. *caricetosum hostianae* nach KOVÁCS (ined.) im Bakony, Balatongebiet und am Nordrand des Donau—Theissgebiets, subass. *caric. tomentosae* im Vértés und Balatongebiet, subass. *caric. fuscae* in der Nyírség. Die meisten aus Siebenbürgen bzw. den Ostkarpaten veröffentlichten *Molinieta* gehören zu anderen Verbänden, wohl zum *Eriophorion latifolii* und zum *Caricion canescentis-fuscae* (z. B. *Molinietum banaticum* Borza 46). So das *Molinietum coeruleae* von Kolozsvár und aus dem Seklerlande, s. S.

(Basophile Streuwiesen)

3. *Agrosteto-Molinietum danubiale* (Magyar 33) Soó 56 — *Molinieto-Salicetum rosmarinifoliae* (Soó 33) 56

Syn.: *Agrostis alba* ass., *Molinia coerulea* ass. Magyar 33 L; *Molinia coerulea-Salix rosmarinifolia* ass. Soó 33b L, 40; *Molinietum salicetosum rosmarinifoliae* Soó 39a, b, 41; *Molinia* c. ass. Roller 55; *Molinietum coeruleae* Stjepanović—Veseličić 53

— *agrostetosum albae* (Soó 39a, b)

— *phragmitosum* (Kovács ined.)

— *pseudovinetosum* (Soó ined.)

Übergang bzw. Komplex von *Festucetum vaginatae salicetosum rosmarinifoliae* (*Sal. rosm.*) zu *Agrostion* bzw. *Molinion*-Wiesen, in den Niederungen der Sand-

hügel des Donau — Theiss Zwischenstromlandes. Jugoslavien: Steppe Deliblat.
Systematische Stellung unsicher.

3. *Agrostion (Agrostidion) albae* Soó (33a) emend. 40*

Syn.: *Deschampsion caespitosae* Horvatić 30 p. p., EGGLER 52, WAGNER 1950b;
Calthion palustris Tx. 37 p. min. p.; *Bromion racemosi* Tx. 51 p. min. p.;
Parvocaricion Soó 38a p. p., non aliorum; *Ranunculetum repentis* +
Scirpetum silvatici Knapp p. p. 44.
(Sumpfwiesen)

1. *Deschampsietum caespitosae* Horvatić 30 — *Deschampsietum croato-pannonicum* Soó nom. n.

Syn.: *Agrostis alba-Deschampsia caespitosa-Carex distans* Ass.-komplex Soó 32a L. 32b. 33a. 34d. *Agrostis alba-Deschampsia caespitosa* ass. Soó 28a;
Agrostis alba ass. Walter 29. KOVÁCS 55b L; *Agrostideto-Deschampsietum* Ujv. 47 T; *Deschampsietum caespitosae* Zóly. 34 L, Soó 40, 41, 45, 50. 51b. BALÁZS 51b. BORHIDI 56. PÓCS 57, cf. *Silaetum* Knapp 44, 48.

a) *typicum: deschampsiosum* (Horvatić 30 T: cons. *Deschampsia*, Ujv. 47, JEANPLONG ined.)

— *inulosum salicinae, lotosum tenuifolii* (Horvatić 30)

b) *juncetosum effusi* (Horvatić 30 T, 31 L, JEANPLONG ined.)

— *lotosum uliginosi* (Horvatić 30)

c) *caricetosum distantis* (Horvatić 30 T, ZÓLY. 34, Soó 40; *Agrostis alba-Deschampsia caespitosa-Carex distans* ass. Soó 32—33)

— *agrostosum* (Soó 40; cons. *Agrostis alba*, Ujv. 47, *Agrostidetum albae* Tallós 54 T, BALÁZS 51b, JEANPLONG ined.)

— *molinosum* (*Agrostis alba-Carex distans-Molinia* typ. Soó 32a, 33a)

— *juncosum subnodulosi* (*Juncus subnodulosus* facies Soó 32a, 33a, KOVÁCS 55b L)

— *andropogonosum* (*Andropogon ischaemum*-Aspekt Soó 32a)

— *cirsiosum cani* (Horvatić 30, Soó 33a)

— *leontodosum hispidi* (Horvatić 30)

d) *caricetosum paniceae* (Horvatić 30 T, ZÓLY. 34, Soó 40)

— *plantaginosum altissimae* (Zóly. 34)

* *Deschampsion caespitosae* Horvatić ist älterer Name, bezieht sich aber einerseits auf die illyr-ostalpinen Sumpfwiesen des westlichen Teiles unseres Gebietes, anderseits enthält es auch Assoziationen des *Magnocaricion* (*Caricetum gracilis* und *C. vulpinæ*; *C. tricostrato-vulpinae* Horvatić p. maj. p.) — *Calthion palustris* Tx. umfasst auch Gesellschaften der Verbände *Filipendulo-Petasion*, *Agropyro-Rumicion crispi* sowie wohl auch des *Agrostion albae*. Dasselbe trifft auch dem *Bromion racemosi* zu (*Cirsium canum* ass. Tx. 51 scheint eine *Agrostion albae* Gesellschaft zu sein) Viele »*Calthion*«-Gesellschaften bei OBERDORFER 56 gehören anderen Verbänden zu.

e) *agrostetosum caninae* (Pócs 57)

f) *caricetosum vulpinae* (*Caricetum tricostrato-vulpinae* subass. *equisetetosum palustris* Horvatić 30 T)

— *leucoiosum (aestivi)*, *eriophorosum (latifolii)* (Horvatić 30)

— *ranunculosum repentis*, *trifoliosum hybridi* (Horvatić 30)

Areal: Sumpfwiesen der Kleinen Tiefebene (bis zum Wiener Becken — cf. WAGNER 50: *Carex tomentosa-Ophioglossum vulgatum* ass.), Transdanubiens, Slawoniens und Kroatiens. Vgl. noch POLGÁR 41, TALLÓS 54 T. Übergänge zum *Caricetum vulpinae* und in verschiedene Moortwiesen (*Juncetum subnodulosi*, *Molinietum* etc.) (Schmielewiesen)

2. *Agrostetum (Agrostidetum) albae hungaricum* Soó nom. n.

Syn.: *Agrostideto-Caricetum distantis* Soó 40, 41, 53, 55 — non (Rpes. 27) Soó 47b, 50, 51b; *Agrostidetum albae* Ujv. 41 T, Soó 50, 51b, 45, *Agrostetum albae* Kovács 55 T, MÁTHÉ 56 L; *Agrostis alba-Carex distans* ass. Soó 28 p. p.; *Agrostideto-Poetum trivialis caricetosum distantis* Soó 38a—b; *Caricetum distantis samicum* Soó 38a L; *Agrostis alba-Eleocharis palustris* ass. Soó 53, 55; *Carex distans-Poa trivialis* typ. Ubr. 43, cf. *Ranunculatum repentis poetosum trivialis* Knapp 44.

— *juncosum compressi* (*Juncus compressus* facies Soó 38a)

b) *poetosum trivialis* (cons. *Poa trivialis* Soó 40, 41; *Agrostis alba-Poa trivialis* typ. Ubr. 43)

c) *deschampsietosum* (*Deschampsietum caespitosae* Soó 37b, 40b, MÁTHÉ 56 L; *Carex distans-Agrostis alba-Deschampsia caespitosa* typ. Ubr. 43)

d) *caricetosum vulpinae* (Juhász-Nagy ined., Kovács 56)

— *alopecurosum pratensis*, *alop. geniculati* (Juhász-Nagy ined.)

e) *caricetosum acutiformis* (*Caricetum acutiformis agrostidosum* Soó 38a L b ap. ASZÓD 36 L; *C. acutiformis eriophorosum* Soó 36 b; *C. acutiformis-Agrostis alba* ass. Soó 40; *Agrostis alba-Poa trivialis-Carex acutiformis* typ. Ubr. 43)

— *eriophorosum polystachyi*, *eleocharosum* (Soó 38a—b)*

Areal: Sumpfwiesen des Alföld, bes. im Norden (Mezőföld, an der Donau, Theissebene, Nyírség), auch in der Kleinen Tiefebene BORHIDI 56, KÁRP. ined.). Im Mittelgebirge (Neograd-Cserhát — Kovács 55, MÁTHÉ 56, Mátra — Soó 37b, Sátorgeb. — Soó 40b) meist die Cons. *Deschampsia caespitosa*.

Übergänge zum *Caricetum vulpinae* und *C. acutiformis*.

Wiesentypen (Fazies): *Ranunculus acer-Lychnis flos-cuculi*, *Taraxacum officinale*, *Daucus carota*, *Pastinaca sativa-Cirsium canum* (Soó 38a) (Straussgraswiesen)

3. *Alopecuretum pratensis* (Nowinski 28) *hungaricum* Soó nom. n.

Syn.: *Alopecuretum pratensis* Egger 33, Soó 40, 41, 45, 50, 51b, SIMON 50, 51, PRODAN 56: *Agrostideto-Alopecuretum pratensis* Ubr. 55; *Alopecureto-Festucetum pratensis* Ujv. 47 L p. p.

non: *Arrhenatheretum* subass. *Alopecurus pratensis* Tx. 37

nec *Agrosteto-Alopecuretum pratensis* Soó 33 (zu *Beckmannion eruciformis*)

a) *typicum* (*Carex praecox*-facies Timár 53, 54, TÓTH 53, *Alopecurus pratensis-Carex praecox* ass. Máthé—Vinczeffy—Précsényi 53)

b) *poetosum pratensis* (*typicum* Juhász-Nagy ined., TÓTH 53)

c) *ranunculetosum acris* (Juhász-Nagy ined.)

— faz. *Taraxacum palustre*. *Lathyrus pratensis*, *Rumex acetosa*, *Galium boreale*, *Rhinanthus glaber* (Juhász-Nagy ined.)

d) *poetosum trivialis* (Jeanplong ined.)

e) *caricetosum melanostachyae* (*C. melanostachya* facies Timár 53, *C. nutans* szoc. TÓTH 53, *Alopecurus pratensis-Carex nutans* ass. Harg. 39 nom. nud.)

B) *festucetosum pseudovinae* (*Alopecureto-Festucetum pseudovinae* Juhász-Nagy ap. SIMON 57.)**

Areal: Nasse Wiesen der Überschwemmungsgebiete des Alföld, bes. an der Donau und der Theiss, — vgl. TIMÁR 52, 53, 54 et ined., SIMON 50 L, 51 L, 52 L, 57, KÁRP. ined., JUHÁSZ-NAGY ined., BUIA 39 — Kleine Tiefebene (BORHIDI 56), an der Raab (JEANPLONG), im Zala (PÓCS, ined.), Donau—Theiss Zwischenstromland (KOMLÓDI ined.), Mittelgebirge, z. B. Neograd—Cserhát, Gödöllőer Hügel (MÁTHÉ 56 I), Bükk (!), Sátorgeb. (Soó 40b)

Übergänge zum *Caricetum vulpinae* und zum *Molinion*, sowie zum *Agropyro-Rumicion crispi*.

(Fuchsschwanzwiesen)

4. *Festucetum pratensis hungaricum* Soó (38a) 55

Syn.: *Alopecurus pratensis-Festuca pratensis-Poa trivialis* ass. Zsolt 43 T: *Alopecureto-Festucetum pratensis* Ujv. 47 L p. p.; *Festucetum pratensis* Soó 38a L, b, 41, 45, 50, 51b, 53, 55 L; ? *Festuceto-poeto-brometum* Balázs 51b

* *Eleocharis palustris* (incl. *uniglumis* und *mamillata*) Bestände — oft als *Heleocharidetum palustris* erwähnt — können Sukzessionsstadien oder Fazies von verschiedenen *Magnocaricion* und *Agrostion*-Gesellschaften sein, vgl. noch *Eleochareto-Alopecuretum geniculati* (Magyar 28) Soó 38 des Verbandes *Beckmannion eruciformis*.

** Dauerweiden der Überschwemmungsgebiete, aus dem Norden des Tieflands bekannt. Ebenda den montanen Fettwiesen entsprechende »*Anthoxanthum odoratum-Festuca pseudovina* (und *F. sulcata*)«-Rasen, die zweitweise als Weiden benützt werden, reich an *Arrhenatherion* bzw. *Mesobromion* Elementen (Juhász-Nagy ined.)

- b) *poetosum trivialis* (cons. *Poa trivialis* Soó 40, 41, 51b, 53, 55; *Poetum trivialis* Soó 36b)
- c) *brometosum commutati* (cons. *Bromus commutatus* Soó l. c); *Bromosum pratensis* Soó 38b; *Brometum pratensis* Soó 36b)
- d) *juncetosum atrati* (Soó 55, *Caricetum vesicariae* cons. *Juncetum atrati* Soó 38a L)
- e) *festucetosum rubrae* (JEANPLONG ined.): *holcosum lanati*; *anthoxanthosum* (JEANPLONG ined.)

Wiesentypen (Fazies): *Equisetum palustre*, *Ranunculus acer*, *Trifolium pratense*, *Daucus carota*, *Pastinaca sativa*-*Cirsium canum* (Soó 38a)

Areal: Feuchte Wiesen des Alföld (vgl. noch BALÁZS 12. KÁRP. 51 ined., usw.), häufig auch im Mittelgebirge (MÁTHÉ 56 L, Soó 40b) und in der Kleinen Tiefebene (BORHIDI 56), seltener in Transdanubien: Vas—Zala (UJV. 43, PÓCS ined., JEANPLONG ined.)

4. b. ***Festucetum pratensis transsilvanicum*** Soó (47a, 49 T) nom. nov.

Syn.: *Alopecurus-Poa-Festuca pratensis* ass. Soó 27 p. p.; — *Agrostideto-Festucetum pratensis* Soó vel *Deschampsio-Alopecuretum* subass. *festucetosum pratensis* Soó 47a, 49 L, *Agrostideto-Deschampsietum* cons. *Festuca pratensis* Soó 44a; *Festuca pratensis* ass. Buia ap. PRODAN 44, BALÁZS 42.

Areal: Feuchte Wiesen Siebenbürgens.

- b) *agrostetosum* (cons. *Agrostidetum albae* Soó 47a, 49)
- c) *festucosum arundinaceae* (*Festuca arundinacea* facies Soó l. c.)
- d) *caricosum distantis* (*Carex distans* facies Soó l. c.)
(Wiesenschwingelwiesen)

5. ***Deschampsio-Alopecuretum transsilvanicum*** Soó 47a, 49 T

Syn.: *Deschampsietum caespitosae-Agrostidetum albae* Soó 27: *Agrostideto-Caricetum distantis* Balázs 42 n. n.

a) *typicum*

- *juncosum atrati* (cons. *Juncetum atrati* Soó 47a, 49)
- *festucosum arundinaceae* (*Festucetum arundinaceae*-facies Soó l. c.)
- *carosum* (*Carum carvi* facies Soó l. c.)

b) *deschampsietosum* (Desch. caesp. transs.-*praerossicum* Soó l. c.; *Deschampsia caespitosa-Calliergon cuspidatum* ass. Soó 44a T) Übergang zum *Caricetum fuscae*.

— *eleocharosum* (cons. *Heleocharetum palustris* Soó l. c.)

c) *alopecuretosum* (*Alopecuretum pratensis* Soó 44a, transs.-*praerossicum* Soó l. c.; *Alopecurus-Festuca-Poa pratensis* ass. *Alopecurus* et *Poa trivialis* facies Soó 27)

ca) *poetosum trivialis* (cons. *Poetum trivialis* Soó 47a, 49, *Agrostideto-Deschampsietum Agrostis alba-Poa trivialis* cons. Soó 44a)

d) *cariceto-phragmitetosum* (Soó 17a, 49 Sukzessionsstadien vom *Magnocaricion* und *Phragmition*)

da) *caricetosum acutiformis*

db) *phragmitetosum communis*

dc) *glycerietosum maximae*

dd) *scirpetosum silvaticae* (*Scirpetum silvatici* Soó 27, 44a)

Areal: Sumpfwiesen Siebenbürgens, montan (subass. a) und collin, wohl weit verbreitet, bes. in der Mezőség. Vgl. noch BUIA ap. PRODAN 44. Übergänge zum *Phragmition* und *Magnocaricion* (d!)

Anm. *Scirpetum silvatici* auct. sind Konsoziationen von *Agrostion* (seltener *Magnocaricion*) Gesellschaften. *Scirpetum silvatici* Knapp umfasst verschiedene nasse Rodungswiesen (*Calthion* bzw. *Bromion racemosi* z. T.)

Ranunculetum repentis Knapp oder *Ranunculus repens-Alopecurus geniculatus* ass. Tx. 37 zum grössten T. Sumpfwiesen des Westens, zum T. Gesellschaften des *Agropyro-Rumicion crispi* (Kriechunkrautges.), zum T. auch das

6. *Phalaridetum arundinaceae* (Koch 26 n. n.) Libbert 32

Syn.: *Baldingera arundinacea* ass. Ujv. 17: *Ranunculus repens-Alopecurus geniculatus* ass. Subass. *Phalaris arund.* Tx. et Prsg. 37 (nach Tx. 56 aber: *Caricetum vulpinae*): *Ranunculetum repentis phalaridosum* subass. *Phalaris* Knapp 44, 48; *Typhoides arundinacea* ass. Wagner 50.

Areal: Noch wenig bekannt, angegeben aus Transdanubien (UJv. 17) und dem Mittelgebirge: Neograd-Gebiet (MÁTHÉ 56, Kovács ined.), Slawonien (HORVATÍĆ 31), Niederösterreich (WAGNER 50) (Rohrglanzgraswiesen)

Anm. Mehr zum *Agrostion albae*, als zum *Arrhenatherion* gehört auch das *Cynosuretum cristati* Horvatić 30 (non aliorum), bes. die Subass. *brometosum racemosi*, entspricht den *Festuca pratensis* und *Alopecurus pratensis* Gesellschaften des Alföld. Es sind *Bromus racemosus*, *Alopecurus pratensis*, *Agrostis alba*, *Poa trivialis* Bestände. Dagegen soll man das *Caricetum vulpinae* lieber zum *Agrostion albae* ziehen, da es vielfach in verschiedene *Agrostion*-Gesellschaften übergeht (vgl. *Deschampsietum caespitosae* f., *Agrostetum albae* d., *Alopecuretum pratensis* b., usw.) und deren Kontaktgesellschaft ist.

ARRHENATHERETEA Br.-Bl. 47, 51.

(*Molinio-Arrhenatheretea* Tx. 37 p. p., Br.-Bl. et Tx. 43 p. p.)

XIV. ARRHENATHERETALIA Pawl. 28.

I. *Arrhenatherion elatioris* Br.-Bl. 25, Pawl. 28. (Fettwiesen)

1. *Arrhenatheretum elatioris* (Br.-Bl. 19) Scherrer 25 (*A. medioeuropaeum* Oberd. 52.)

- Syn.: *Alopecurus-Festuca-Poa pratensis* ass. *Arrhenatherum* subass. Soó 27 ;
Arrhenatheretum subass. *Briza media* Tx.: *brizetosum* Oberd.; *Trisetum*
flavescentis auct. sic Knapp 44, 48 p. p.
 — *anthoxanthosum* (Soó 27 subass., 41 facies, 34d)
 — *avenastrosum pubescentis* (*Avenastrum pub.* ass. Soó 28a, 37b, *typus* 32a,
 33a, 34d, 40)
 — *festucosum pratensis* (Soó 40, SLAVNIĆ 48)
 — *festucosum ovinae* (Soó 41)
 — *nardosum strictae* (Pócs 57)
 — *bromosum erecti* (Soó 40; *Arrhenathereto-Brometum erecti* Balázs 51b, cf.
 OBERD. 36, 52; *Salvia pratensis* Variante Tx.)
 — *holcosum lanati* (Soó 27, HORVATÍĆ 30 T)
 — *avenastrosum adsurgentis* (Soó 44a)
 — *petasitosum* (KÁRP. ined.)
 — *daucosum carotae, ononosum hircinae* Horvatić 30 T
 — *alliosum atropurpurei* (Slavnić 48)
 b) *festucetosum rubrae* (*Festuco-Cynosuretum* Jeanplong ined.: ? *Festucetum*
rubrae Balázs 51b.)
 — *gaudiniosum* (Jeanplong Bot. Közl. 1957. 111.)
 c) *trisetetosum flavescentis* (Horvatić 30 T, subass. *Trisetum flavescentis* Soó 27,
 47a, 49 T, Pócs 57, JEANPLONG ined.)

Areal: Mittelgebirge, verbreitet (Bükk: Soó!, Mátra: Soó 37b, Cserhát-Gödöllőer Hügel: KOVÁCS 55 T, MÁTHÉ 56 L, KÁRP. 52, Börzsöny: KÁRP. 52, Bakony: MÁTHÉ, Balatongebiet: KOVÁCS), Transdanubien, häufig (Sopron: Soó 41b L, Vas: KOVÁCS ined., JEANPLONG ined., Zala: UJVÁROSI 47 L, Pócs 54, KOVÁCS ined.), in der Kleinen Tiefebene (BALÁZS 51b, BORHIDI 56), am Rande des Alföld (KÁRP. 51 ined., MÁTHÉ ined.). Fehlt typisch im eigentlichen Donau—Theiss-Zwischenstromland, jenseits der Theiss und in der Nyírség. Dagegen verbreitet in Siebenbürgen (Csűrös 47, Soó 27, 47a, 49 T, 44a, 44c, TODOR 48) cf. Soó 40, 41, 45, 50, 51b — und in Jugoslawien (SLAVNIĆ 48 L)
 Die subass. *trisetetosum* bes. in Transdanubien (Vas: JEANPLONG, Zala: Pócs), und in Siebenbürgen (Soó 27, 47a, 49)
 Die subass. *festucetosum rubrae* und fac. *gaudiniosum* bisher nur im Zala (JEANPLONG) ähnliche Wiesen sind aus Kroatien bekannt (HORVATÍĆ: *Cynosuretum cristati gaudiniosum*) — sed non *Gaudinieto-Arrhenatheretum* Br.-Bl. 31).
 (Glatthaferwiesen)

2. *Cynosurion cristati* Br.-Bl. et Tx. 43. (Bergfettweiden)

2. *Festuceto rubrae-Cynosuretum* Tx. 40.

Syn.: *Festucetum rubrae* auct., Soó 27 l. 34d, 40, 41, 45, 50, 51b, BOJKO 32?; BALÁZS 42 T; *Agrostideto-Cynosureto-Brometum* Soó 27 p. min. p.; *Cynosureto-Festucetum rubrae* Soó 46, 47a, 49 T; *F. commutatae-Cynosuretum* Tx. 51.

— *festucetosum pratensis* Soó 47a. 19 (*Poeto-Festucetum pratensis*) Übergang zum *Festucetum pratensis*, mit fac. *Poa trivialis*.

b) *trisetetosum flavescens* (*Festuca rubra-Trisetum flavescens* ass. Soó 44a, 44c; *Trisetetum flav.* Soó 40, 41 p. p., ZÓLYOMI, JAKUCS ined.) Vgl. *Poa-Trisetetum* Knapp 51.

Areal: Im Mittelgebirge: Bükk (b. l. JAKUCS), Börzsöny (KÁRPÁTI 52), Pilis-Visegrader Geb. (BOROS 53c), ferner in Transdanubien (Zala: ZÓLY. ined., PÓCS 57), verbreitet in Siebenbürgen (Soó l. c. auch *fest. pratensis* und b.)

Das *Cynosuretum cristati* Horvatić umfasst z. T. *Arrhenatherion*, z. grösserem Teil aber *Agrostion* Wiesen (bes. *Cynosuretum brometosum racemosi* und *typicum*, s. dort)
(Rotschwingelwiesen)

3. *Lolieto-Cynosuretum* (Br.-Bl. et de Læw 36) T. 37. SLAVNIĆ 48 L, Soó 51b

Syn.: *Lolietum perennis* auct. p. p.

Ob hiezu?: *Cynodonteto-Lolietum* Soó (33) 45, MÁTHÉ 56 L.

Syn.: *Cynodon-Lolium perenne-Andropogon* ass. Soó 32a L, 32b, 33a, 45; *Cynodon-Lolium perenne* ass. Soó 28a; *Lolietum perennis* auct., Soó 34d, 50; *Lolietum achilleosum* Ubrizsy 55; *Poa angustifolia-Cynodon-Lolium* Weiden Soó 40 p. p. *Lolieto-Cynosuretum cristati* subass. *Lolium-Cynodon* Slavnić 48 L.

Areal: Degradierete Fettweiden des Mittelgebirges und Transdanubiens.*
(Hundszahn-Raygrasweiden)

* Nicht zu verwechseln mit den Magerweiden des Tieflandes, mit *Poa angustifolia* und *Festuca pseudovina*:

Cynodonteto-Poetum angustifoliae (Rpcs 26) Soó nom. emend. (Syn.: *Cynodon dactylon* ass. Rpcs. 27, 27ab; *Ischaemetum* (p. p.), *Lolium perenne* ass., *Trifolium repens* ass. Rpcs. 27b; *Poa pratensis-Cynodon* ass. Rpcs. 27, MAGYAR 28. *Lolium perenne-Cynodon-Poa angustifolia* ass. Soó 33c, L. *Poa angustif.-Cynodon* Weiden Soó 40; *Festuca-Lolium* ass. Bojko 32; *Festuca pseudovina-Poa angustif.* ass. Bojko 34; *Cynodontetum* Felf. 42, TIMÁR 53, 54; *Poetum angustif.* Ujvárosi 37 L., ICMÁNDY 39, TIMÁR 53; *Festuca pseudovina-Poa bulbosa* ass. Timár 53?; *Lolieto-*

PUCCINELLIO-SALICORNIETEA Topa 39*

(Cakileto-Therosalicornietea Pign. 53. p. p. -Salicornietea Br.-Bl. et Tx. 43.)

XV. SALICORNIETALIA Br.-Bl. (28) 33

1. Thero-Salicornion Br.-Bl. (30) 33, Pign. 53.

Syn.: *Thero-Suaedion* Br.-Bl. 31; *Salicornion herbaceae* Soó 30, 33; *Puccinello-Salicornion* Br.-Bl. et De Leeuw. 36 p. p.; *Salicornion* Verbandsgruppe-Wendbg. 43, 50 (Salzwüsten)

1. *Salicornietum europeae hungaricum* Soó (ex Wendbg. 43) 45, 47a, b T. 50.

Syn.: *S. herbaceae* Soó 27, 27b, 33, 40, 41, BOJKO 32, TODOR 48; *Salicornietum herbaceae razza ungarica* Pign. 53.

Areal: Alföld, im Süden (SLAVNIC 18 L), um den Neusiedler See (WENDBG. 50 L), Siebenbürgen (Soó l. c.) Altrumänien (TOPA 39) (Quellerfluren)

2. *Suaedetum maritimae hungaricum* Soó (ex Wendbg. 43, 50 L) 47b L. 51b

Syn.: *Suaeda maritima* ass. Soó 27, soc. Soó 33c, synusium RPCS. 27b, *razza ungarica* Pign. 53.

b) *suaedetosum pannonicae* (cons. *Suaeda pannonica* Soó 47b L: *S. maritima* resp. *pannonica-Spergularia marginata* soc. Soó 33c; *Suaedetum pannonicae* Wendbg. 43, 50 T, *razza pannonica* Pign. 53)

Poetum pratensis, *Poet. pratensis* Balázs 57 b; *Lolietum perennis* Timár 53, 54?; *Achilleeto-Poetum angustif.* Ubr. 55.

Lössweiden (Hundszahn-Rispengrasweiden) Die Gesellschaft gehört wohl zum *Festucion sulcatae*, als Derivatum der zerstörten *Festuca sulcata* Lössrasen.

Areal: Alföld, sehr verbreitet, bes. auf Löss. (Die Sandsteppenweiden, *Potentillo-Festucetum pseudovinae* (Bojko 32) Soó (36) 50 s. im 2. Teil.)

Cynodonteto-Festucetum pseudovinae Soó nom. nov. prov. Syn.: *Festucetum pseudovinae potentillosum arenariae* Soó 41 L (non Soó 38): *Potentillo-Festucetum pseudovinae* Kovács 55 T, MÁTHÉ 56 L: *Festucetum pseudovinae* Máthé -Jeanplong 54 T., *Festuca sulcata* ass. (degrad.) Soó 32, BUIA ap. PRODAN 44 *Festuca valesiaca* ass. Horánszky ined.: *Festuca pseudovina-Centaurea pannonica* ass. Klika 37. Wendbg. 50 p. maj. p. gehört noch z. T. zu *Achilleo-Fest. pseudovinae*, z. T. zu *Artemisio-Fest. pseudovinae*.

Hügelsteppenweiden, als Abkömmlinge des *Festucetum sulcatae pannonicum*, ebenfalls gehört dem *Festucion sulcatae* an.

Areal: Mittelgebirge, wohl verbreitet, erwähnt vom Cserhát, Budaer Geb. (ZÓLY. ined.) Pilis-Visegrád Geb. (HORÁNSZKY ined.) Balatongebiet, sowie in Transdanubien.

* Da die halophilen Pflanzengesellschaften im Conspectus des groupements végétaux dans les Bassins Carpathiques I. 1947. eingehend behandelt wurden, gebe ich hier ganz kurz die Namen der Assoziationen und jener unteren Einheiten, die seit 1947 beschrieben wurden, erner Verbreitungsangaben und Umänderungen. Die Klassifizierung der Gesellschaften wurde aber z. T. auf Grund der Ergebnisse der Arbeiten von SLAVNIC 48, WENDELBERGER 50 und PICNATTI 54 umgearbeitet.

— *salicorniosum* (*Salicornia* cons. Timár 57c) Szeged: Fehértó.

c. *chenopodietosum glauci* (subass. *Chenopodium glaucum* Wendbg. 50) Neusiedler See

Areal: Alföld, um den Neusiedler See (HÖFLER 27, BOJKO 32, WENZL. 34, WENDBG. 50), jenseits der Theiss (RPCS., Soó l. c.), am Fehértó (TIMÁR 57c), im Süden (SLAVNIĆ 48 L), Rumänien (TOPA 39) (Strandsodefluren)

3. *Salsoletum sodae* Slavnić 39. 48 L

Syn.: *Suaedetum maritimae* cons. *Salsola soda* Soó bzw. *Crypsis aculeata-Salsola soda* ass. 47b, 51b — non *Salsoletum sodae* (Br.-Bl. 53), Pign. 53

Areal: Alföld: Szeged (TIMÁR 57c), im Süden (SLAVNIĆ), jenseits der Theiss: Hortobágy (Soó) (Salzkrautfluren)

XVI. PUCCINELLIETALIA Soó 40, 47b

Syn.: *Puccinellion* Verbandsgruppe Wendbg. 43. 50. *Limoniето-Salicornietalia* Pign. 54 + *Thero-Atriplicetalia* Pign. 54.

1. *Puccinellion peisonis* Soó nom. nov.

Syn.: *Puccinellion salinariae* Wendbg. 43, 50** ; *P. distantis* Soó 33, 40, 45, 47b, 51b p. p. (Szikfok Vegetation auf Solontschak-Böden)

1. *Puccinellietum peisonis* (Höfler 37) Soó 40, 41, 45, 47b, 51b

Syn.: *Puccinellia salinaria-Aster pannonicus* ass. Wendbg. 43, 50 T — non Soó 27 : *P. limosae transsilvanicum*: *Plantaginetum maritimae* Bojko 32, WENZL 34 ; *Atropetum peisonis* Höfler 37 ; *Puccinellietum peisonis* subass. *normale* Soó 47b.

Facies: Soó 47b, WENDBG. 50 (5) (Zickgras[Andel]-wiese d. Neusiedlersees)

Areal: Alföld, Kleine Tiefebene: um den Neusiedler-See, Südmähren (? *Puccinellia distans-Aster tripolium* ass. Šmarda 53), vgl. noch KLIKA 37.

2. *Lepidio-Puccinellietum peisonis* (Wendbg. 43) Soó nom. n.

Syn.: *Puccinellietum peisonis* subass. *lepidietosum* Soó 47b ; *Atropis (peisonis)-Lepidium cartilagineum* ass. Bojko 32, HÖFLER 37 ; *Lepidietum crassifolii* Bojko 32 sed non Topa 39, nec RPCS. 27 ; *Pucc. salinaria-Lepidium cartilagineum* ass. Wendbg. 43, 50 T

** *P. salinaria* (Simk.) Holmbg. = *P. intermedia* (Schur) Janchen = *P. transsilvanica* (Schur) Jáv. = *P. distans* ssp. *transsilvanica* Schur wächst in A. nicht, sie ist in Siebenbürgen Charakterart des *Juncion gerardi*. Die Pflanze des Neusiedlersee-Gebiets ist *P. peisonis* (Beck) Jáv. = *P. distans* ssp. *peisonis* Soó.

Facies : Soó 47b, WENDBG. 50 (5), dazu fac. *Cerastium subtetrandrum* Höfler 37.
WENDBG. 50 T.

Areal : Alföld, Kleine Tiefebene, um den Neusiedler-See.
(Salzkresse-Zickgras-Ges. d. Neusiedlersees)

3. *Lepidio-Puccinellietum limosae* Soó (47) nom. n.

Syn. : *Puccinellietum limosae* subass. *lepidietosum* Soó 47b, TIMÁR 57c; *L. cartilaginei* Rpes. 27a; *Lepidietum crassifolii* Topa 38 (?) : *Pucc. salinaria-Lepidium cartilagineum* ass. Wendbg. 43, 50, quoad synonyma p. p.; *Pucc. limosa-Lepidium cartilagineum* ass. Soó 47b in synonymis, soc. MOESZ 40; *Astereto-Plantaginetum maritimae* Slavnić 48 L, 53

— *scorzonerosum* (*Pucc. limosa-Scorzonera cana* soc. Moesz 40, *Sc. cana* fac. Soó 47b)

— *lepidiosum cartilaginei* (Slavnić 48)

— *puccinelliosum limosae* (*Puccinellia limosa* soc. Moesz 40)

— *agrostosum albae, puccinellio-asterosum pannonici, plantaginosum maritimae* (Slavnić 48)

b) *camphorosmetosum* (*Pucc. limosae* soc. *Camphorosma* Moesz 40; *Astereto-Plantaginetum* subass. *Lepidium cart.* Slavnić 48)

c) *juncetosum gerardi* (subass. *Juncus gerardi* Slavnić 48)

— *agrostosum albae, puccinelliosum limosae* (Slavnić 48)

d) ? *caricetosum secalinae* (*Pucc. salinaria-Carex secalina* ass. Slavnić 40, 48 L)

Areal : Alföld, Donau—Theiss Zwischenstromland (RPCS., MOESZ). Batschka (SLAVNÍČ), auf Solontschakböden, vgl. noch WENZL 34.
(Salzkresse-Zickgras Ges. des Alföld)

4. *Lepidio-Camphorosmetum annuae* Soó nom. n.

Syn. : *Camphorosma annua-Lepidium cartilagineum-Puccinellia limosa* ass. Rpes. 27; *Camphorosmetum* Variante *Nostoc commune* Wendbg. 43; *Camphorosmetum „cartilaginetum”* Slavnić 53

— *lepidiosum, puccinelliosum* Slavnić 48

Areal : Alföld, Kleine Tiefebene, um den Neusiedler See. Donau -Theiss Zwischenstromgebiet, Batschka

2. *Puccinellion limosae* (Klika 37) Wendbg. 43, 50

Syn. : *Puccinellion distantis* Soó 33, 40, 45, 47b, 51b p. p. PIGN. 53+ *Thero-Atriplicion* Pign. 53
(Szikfok Vegetation auf Solonezböden)

1. *Puccinellietum limosae hungaricum* (Rpes. 27) Soó 30

Syn. : *Puccinellia limosa* ass. Rpes. 27, Soó 30, 33c L, 40, 47b T, 50, 51b, MÁTHÉ 33, 39, UJV. 37 L, POLGÁR 41, TIMÁR, BOROS, BORHIDI etc., — *Pucci-*

nelliolum distantis Balázs 57 b., *Bolboschoenus* — *Puccinellia* ass. Magyar 28 p. p.

A. *normale* (Soó, *typicum* Slavnić)

Facies : Soó 47b, WENDELBERGER 50(9), davon

plantaginosum maritimae (Soó 33c, 47b, SLAVNÍČ 48 : *Plantaginetum maritimae* Rpcs. 27, POLGÁR 41 ; *Plantago maritima*-*Puccinellia limosa* ass. Rpcs. 27)

atriplicosum tataricae (sass. *Atriplex tatarica* Timár 57c)

lotosum tenuifolii (Máthé—Vinczeffý 53 T, *Lotus tenuifolius* stad. Timár 57c)

spergulariosum (cons. *Spergularia maritima* Timár 57c)

B. b) *polygonetosum avicularis* (Soó 33c L, 47b L : *Puccinellia limosa*-*Polygonum aviculare* subass. 33c, soc. Moesz 40 ; *Polygonum aviculare* ass. Rpcs. *Agropyrum repens*-*Polygonum avic.* ass. Rpcs. 27 ; *Pholiurus pannonicus*-*Plantago tenuiflora* ass. Wendbg. 43 ; subass. *Polygonum avic.* et *Matricaria chamomilla bayeri* Slavn. 48)

c) *pholiuretosum* (Soó 47b L, *Pholiurus pannonicus* ass. Rpcs. 27 ; *Pholiurus-Plantago tenuiflora* ass. Wendbg. 43, 50 T p. p. SLAVNÍČ 48 L)

d) *plantaginetosum tenuiflorae* (Soó 33c, 47b L, *Puccinellia limosa* subass. *Plantago tenuiflora* Soó 33c L, *Pholiurus-Plantago tenuiflora* ass. Wendbg. 43, 50 p. p.; *Puccinellietum limosae Plantago tenuiflora* asp. Klika 37)

— *ranunculosum lateriflori* (*Ranunculus lateriflorus*-*Myosurus minimus* Soó 33c, fac. Slavnić 48 subass. „*ranunculetetum lateriflori*“ Slavnić 53)

(e.?) *camphorosmetosum* (Slavnić 1948. *Puccinellia limosa*, *Camphorosma annua* fac. Moesz 40, „*camphorosometetum*“ Slavnić 53)

C. *chenopodietosum botryoidis* (Soó nom. n., *Puccinellia limosa*-*Chenopodium chenopodioides* ass. Soó 47b L ; *Puccinellietum distantis* Soó 39 vel *Chenopodio-Puccinellietum* Soó 39, 47b ; *Chenopodietum crassifolii* ass. Soó 51b)

— *asterosum pannonicum* (*Aster pannonicus* fac. Soó 39, 47b)

Areal : Alföld, Kleine Tiefebene, Mezőföld, Donau—Theiss Zwischenstromland bis zur Batschka, jenseits der Theiss, Nyírség (nur subass. C.) Vgl. auch BORHIDI 55, BOROS 53b, 54b, FELSZEGHY 36, IGMÁNDY 39, TIMÁR 52, 54, 57c, KLIKA 37, KRIST 40. Man kann die Gesellschaft auch in drei Assoziationen aufteilen : 1. *Puccinellietum limosae* s. str., 2. *Pholiureto-Plantaginetum* (subass. b-e.), 3. *Chenopodio-Puccinellietum*. (Zickgrasfluren)

2. *Hordeetum hystricis* (Soó 33c) Wendbg. 43, 50 T

Syn.: *Festucetum pseudovinae* fac. *Hordeum gussoneanum* Soó 33c, MOESZ 40 ;

Hordeum gussoneanum ass. Felszeghy 36 nom. nudum

Facies : Soó 47b T (5) und *Cynodon dactylon* Timár 57c.

Areal : Alföld. Kleine Tiefebene, Donau—Theiss Zwischenstromland, jenseits der Theiss, im Süden. Vgl. auch PRODAN 56, SLAVNIĆ 48, 51, Soó 51b, UBRIZSY 55, TIMÁR 54, 57c. (Fehértó)
(Salzgerstenfluren)

3. *Echinopsiletum sedoidis* Ubrizsy ap. Soó 47b L

Syn.: *Hordetum hystricis* subass. v. cons. *Echinopsilon sedoides* Soó 47b, 51b :
Festuca pseudovina-*Bassia sedoides* ass. Moesz 40, *Bassia sedoides*-
Polygonum aviculare ass. Ubrizsy 49b.

— *hordeosum hystricis* (Übergang zum *Hordeetum hystricis*, *Echinopsileto*-
Hordeetum Ubrizsy ap. Soó 47b)

b) *atriplicetosum litoralis* (*Echinopsilon-atriplex litoralis* subass. Ubrizsy 48 T
in Reisfeldern)

Areal : Alföld, jenseits der Theiss, Kom. Szolnok—Békés.

4. *Camphorosmetum annuae* (Rpcs. 16) Soó 33c, resp. Soó 38

Syn.: *Camphorosmetum oratae* Rpcs. 16, 27, MAGYAR 28, Soó 30b, 33c L, Ujv.
37 L, *C. annuae* Soó 38, 40, 41, 45, 47b L, 50, 51b, TOPA 39, SLAVNIĆ
48 L, 53 ; WENDBG. 50 T, *C. annuae* subass. *normale* Soó 47b, subass.
Matricaria bayeri Wendbg. 43, 50 : *C. annuae matricarietosum* Slavnić 53.
Stadium v. *Camphorosma annua* Klika 37.

Facies : Soó 47b, WENDBG. 50. Neue Gliederung :

— *puccinelliosum* (Slavnić 48, fac. *Puccinellia*)

— *polygonosum aricularis* (Soó 47b, TIMÁR 57c : *Camphorosma*-*Polygonum*
aviculare ass. Rpcs. 27)

— *cynodontosum* (Soó 47b, fac. *Cynodon* Soó 47b : *Puccinellietum distantis*
consoc. *Cynodon* Soó 38?)

— *sedosum sexangularis* (Variante *Sedum boloniense* Wendbg. 43, 50)

— *lepidiosum ruderalis* (Variante *Lepidium ruderales* Wendbg. 50)

— *plantaginosum maritimae* (fac. *Plantago maritima* Soó 47b, SLAVNIĆ 48,
subass. Wendbg. 50 ; *Camphorosma-Plantago maritima* ass.
Rpcs. 27b)

— *artemisiosum* (fac. *Artemisia monogyna* Soó 47b ; *Artemisiolum monogynae*
Rpcs. 27b ; fac. *Statice gmelini* Soó 47b ; Variante bzw. subass.
Limonium gmelini Wendbg. 43, 50)

Die subass. *lepidietosum* s. oben : *Lepidio-Camphorosmetum*

Areal : Alföld, Kleine Tiefebene, Mezőföld, jenseits der Theiss, im Süden. Vgl.
auch BORHIDI 55, BOROS 53b, FELSZECHY 36, HÖFLER 37, IGMÁNDY 39,
KLIKA 37, KRIST 40, MÁTHÉ 33, 39, MOESZ 40, POLGÁR 41, PRODAN 56,
TIMÁR 54, 57c.
(Blindzick-Vegetation)

3. *Cyperio-Spergularion* Slavnić 48

Syn.: *Puccinellion distantis* Soó 33, 40 45, 47b, 51b, p. p.; *Heleochoilon* Br.-Bl. 52; *Crypsidion aculeatae* Pign. 54.
(Alkaliseeboden-Vegetation)

1. *Crypsidetum aculeatae* (Bojko 32) Soó 39, 40, 41, TOPA 39, WENDBG. 43, 50, SLAVNIĆ 48b

Syn.: *Crypsidetum aculeatae* Bojko 32 nom. nud., FELSZEGHY 36; *Crypsis-Heleochoila* ass. Soó 33c; *Crypsis aculeata* soc. Moesz 40, fac. TIMÁR 57c.)

— *bolboschoenosum* (*Crypsis-Bolboschoenus* soc. Moesz 40, fac. Soó 47b, TIMÁR 57c)

— *atriplicosum hastatae* (*Agrostis alba-Atriplex hastatum microspermum* ass. Soó 30b; *Crypsis-Atriplex hastata* fac. Soó 47b, TIMÁR 57c; *Atriplex hastata* Bestände Bojko 32)

— *chenopodiosum glauci* (Wendbg. *Crypsis aculeata-Chenopodium glaucum* Bestände Wendbg. 50 T; consoc. *Chenopodium glaucum* Timár 54c T, 57c; *Chenopodietum glauci* Bojko 32?; *Cyperus-Chenop. glaucum* ass. Klika 35)

— *puccinelliosum* (*Crypsis-Puccinellia limosa* consoc. Soó 47b L, soc. Moesz 40; *Puccinellietum distantis* cons. *Crypsis aculeata* Soó 39)

b) *heleochoetosum alopecuroidis* (*Heleochoila alop.* ass. Rpes. 27, Ubrizsy 48; *Puccinellietum* soc. *Heleochoila alop.* Ubrizsy; cons. *Heleochoila alop.* Soó 47b L, TIMÁR 57c; *Crypsis alopecuroides-Hordeum Gussoneanum* Ges. Prod. 56)

— *heleochoosum* (*Heleochoilætum purum* Soó 47b, fac. TIMÁR 57c)

— *polygonosum avicularis* (fac. *Polygonum aviculare* Soó 47b L)

c) *heleochoetosum schoenoidis* (*Crypsidetum schoenoidis* TOPA 39, 55: cons. *Heleochoila schoen.* Soó 47b L; *Puccinellietum limosae* syn. *H. schoen.* Soó 33c; *H. alopecuroides* ass. *H. schoen.* soc. Ubrizsy; *H. schoenoides-Spergularia salina* ass. Slavnić 48 L; *H. schoenoidis* Br.-Bl. 52)

— *spergulariosum marginatae* (subass. *Sperg. marg.* Slavnić 48)

d) *chenopodietosum botryoidis* (*Chenopodium crassifolium-Atriplex salina* ass. Slavnić 48 L; *Ch. crassifolium-Atriplex dehastatum* ass. Slavnić 51)

(Dorngrasfluren)

Areal: Alföld, Kleine Tiefebene, Mezőföld, jenseits der Theiss, Nyírség, im Süden. Vgl. auch BOROS 53b, KRIST 40, PRODAN 56, TIMÁR 52, 57c, WENZL. 34

2. *Acorelletum pannonicum* Soó 39, 40, 47b L

Syn.: *Cyperetum pannonicum* Wendbg. 43, 50 T; *Puccinellietum distantis* cons. *Acorellus pannonicus* Soó 39 T

Areal : Alföld, Kleine Tiefebene (WENDBG. 43, 50). Mezőföld (BOROS 54b).
Nyírség (Soó 39), Szeged (TIMÁR 57c), Batschka, Banat, Serbien
(SLAVNÍČ 50 L)
(Salzzypergrasfluren)

? **Chenopodietum urbici** Soó 33c, 47b T.

Syn.: *Chenopodium urbicum*-*Xanthium strumarium* soc. Ubrizsy ap. Soó 47b.
ass. TIMÁR 57c; *Xanthio-Chenopodietum* Timár 54

— *xanthiosum strumarii* (fac. *Xanthium strumarium* Ubrizsy ap. Soó 47b)

— *marrubiosum vulgare* (*Marrubium vulgare* fac. Timár 57c.)

— *atriplicosum tataricae-litoralis* (Ubrizsy ap. Soó 47b)

Areal : Alföld. An der Theiss und jenseits der Theiss. Vgl. auch TIMÁR 52, 53, 54
(Salzgänsefussges.)

4. **Juncion gerardi** Wendbg. 43, 50

Syn.: *Beckmannion erucaeformis* Soó 33c. p. p.

(Salzwiesen, auf Salz- u. Solontschakböden)

1. **Astereto-Triglochinietum** Soó (27) 47a, 47b T, 45, 49

Syn.: *Triglochinietum-Asteretum* Soó 27: *Triglochineto-Asteretum*-»*pannonica*
Todor 48, TOPA 39, 53)

— *juncosum gerardi* (subass. *Juncus gerardi* Topa 39, 55, TODOR 48)

— *scorzonerosum parviflorae* (subass. *Scorzonera parviflora* Topa 39, 55, TODOR 48.
fac. Soó 47b)

— *asterosum tripolii* (fac. *Aster tripolium* Soó 47b)

b) *plantaginetosum cornuti* (subass. v. consoc. *Plantaginetum cornuti* Soó 47a.
47b T)

Areal : Siebenbürgen (Mezőség), Rumänien, UdSSR.

(Salzsternblume-Dreizack-Ges.)

2. **Juncetum gerardi pannonicum** (Wenzl 34) Wendbg. (43) 50 T

Syn.: *Juncus gerardi-Scorzonera parviflora* ass. Wendbg. 43, SLAVNÍČ 48 L ;
Juncetum gerardi Wenzl 34 ; *Triglochin* Bestände Bojko 32 ; *Heleo-*
charidetum palustris auct., BOJKO 32 ; *Juncus gerardi-Aster tripolium*
ass. Šmarda 53

non *Agrostis alba-Juncus gerardi* ass. Tx. (37) 50.

— *eleocharosum palustris* (fac. *Heleocharis palustris* Wendbg. 43, 50, SLAVNÍČ 48)

— *agrostosum albae* (fac. *Agrostis alba* Wendbg. 43, 50 ; SLAVNÍČ 48)

— *lotosum tenuifolii*, *trifoliosum fragiferi* (fac. *Lotus tenuifolius*, fac. *Trifolium*
fragiferum Slavnić 48)

b) *juncetosum articulati* (*Juncetum articulatae* [sic!] Wendbg. 50 T. Übergang
zum *Potentillion anserinae*.)

Areal : Alföld. Kleine Tiefebene. um den Neusiedler See. usw. Mähren. Batschka. Banat, vgl. noch HÖFLER 37, WENZL 34.
(Salzbinsenges.)

3. *Puccinellietum limosae transsilvanicum* Soó 27, 45, 47a, 47b T

Syn.: *Puccinellietum transsilvanicae* Soó 27, 27b : *Staticeto-Artemisietum monogynae* subass. *Puccinellia limosa-transsilvanica* Todor 48.

Facies : Soó 47b.

b) *peucedanetosum latifolii* Soó 47b T

Areal : Siebenbürgen (Mezőség)
(Siebenbürgische Zickgras-Salzwiesen)

4. *Agrosteto-Caricetum distantis* (Rpcs. 27) Soó 30b, 45, 50, 51b

Syn.: *Caricetum distantis* Rpcs. 27. Soó 30b : *Carex distans-Taraxacum bessarabicum* Wendbg. 43, 50 ; SLAVNIĆ 48 L ; *Agrostidetum albae caricetosum distantis* Soó 38 ; *Agrostis alba-Carex distans* ass. Tx. 50*

A. normale

a) *agrostetosum* (*Agrostidetum albae* Rpcs. 27. Moesz 40 : cons. *Agrostis alba* Soó 47b, TIMÁR 57c, fac. Slavnić 48)

— *asterosum pannonicum* (fac. Soó 47b, SLAVNIĆ 48 ; *Agrostis alba-Aster pannonicus* ass. Soó 30b)

— *plantaginosum maritimae* (*Carex distans-Plantago maritima* ass. Rpcs. 27 : subass. *Plantago maritima* Tx. 50)

— *schoenoplectosum* (*Agrostis alba-Schoenoplectus tabernaemontani* Soó 32a L)

— *triglochinsum* (*Triglochin palustre-Carex distans* ass. Rpcs. 27)

— *puccinelliosum limosae. caricetosum distantis. juncosum gerardi. eleocharosum. trifoliosum fragiferi* Slavnić 48

— *agropyrosum* (*Agropyron repens* fac. Timár. 57c)

b) *festucetosum arundinaceae* (cons. Soó 47b : *Carex distans-Festuca arundinacea* ass. Rpcs. 27 ; *Agrostideto-Glycerietum* cons. *Festuca arundinacea* Soó 40, 41)

c) *molinietosum coeruleae* (cons. Soó 47b : *Molinia coerulea* ass. Rpcs. 27 — non aliorum ; *Agrostideto-Glycerietum* cons. *Molinia coerulea* Soó 40, 41)

B. *nyírségense* (»samicum«) Soó 47b T (*Agrostis alba-Carex distans-Heleocharis palustris* ass. Soó 39 T ; *Agrostideto-Caricetum distantis heleocharidetosum* (-osum) Soó 36b, 39b)

— *eleocharosum* (*Heleocharidetum* Soó 36b)

C. *peionis* Soó nom. nov. (*Carex distans-Taraxacum bessarabicum* ass. Wendbg. s. str.; *Plantaginetum maritimae* Bojko 32 p. p.?, WENZL 34)

* Diese »Ass.« umfasst auch die ersten 3 Ass. des *Beckmannion eruciformis*.

- *taraxacosum* (*Taraxacum bessarabicum* fac. Wendbg. 50, SLAVNIĆ 48. *Festuca pseudovina*-*Carex pannonica* ass. *Taraxacum bessarabicum* fac. Klika 37).
- b) *eleocharetosum pauciflorae* (*Eleocharidetum pauciflorae* Bojko, subass. *Heleocharis pauciflora* Wendbg. 43, 50)
- Areal: Alföld, Kleine u. Grosse Tiefebene, verbreitet, vgl. noch BORHIDI 55, BOROS 54b, WALTER 29. In der Kleinen Tiefebene die subass. C., in der Nyírség die subass. B.
(Straussgras-Seggenwiesen)

5. *Caricetum divisae* Slavnić 48 L

Vielleicht nur Subass. der vorigen. Alföld: Bugac (KOVÁCS M. ined.), Batschka Banat.
(Knopfbinsenseggen-Ges.)

6. *Plantagineto (cornuti)*—*Agrostetum albae* Soó et Csűrös 47a, 47b T. 45

- Syn.: *Agrostis alba*—*Plantago cornuti* ass. Soó et Csűrös l. c.: *Carex distans*—*C. vulpina* ass. Todor 48
- *eleocharosum palustris* (cons. *Heleocharis palustris* Soó 47a, b)
- *caricosum vulpinae-crassinervis* (cons. *Carex vulpina* Soó 47a, b; *Carex distans-vulpina* ass. Todor p. p.)
- *caricosum distantis* (cons. *Carex distans* Soó 47a, b: *Carex distans-vulpina* ass. Todor p. p.)
- b) *festucetosum pratensis* Soó 47a, b T (*Plantagineto-Festucetum pratensis* Soó l. c.; *Agrostis alba*-*Plantago cornuti* ass. *Festuca pratensis* subass. Soó l. c.)
- Areal: Siebenbürgen (Mezőség)
(Siebenbürgische Wegerich-Straussgras Salzwiesen)

5. *Beckmannion eruciformis* Soó 33c

(Alkaliwiesen auf Solonezböden)

1. *Agrosteto-Alopecuretum pratensis* Soó (33c L) 47b T. 45, 51b

- Syn.: *Alopecurus pratensis*-*Agrostis alba* ass. Soó 33c, MÁTHÉ 33 L; *Glyceria poiformis*-*Alopecurus pratensis* ass. Magyar 28 p. p.; *Caricetum distantis* Soó 30b p. p.; *Agrostis gigantea*-*Alopecurus pratensis* ass. Balázs 43c; *Alopecurus-Rorippa kernerii* ass. Slavnić 48 L; *Agrostis alba*-*Alopecurus pratensis*-*Glyceria poiformis*-*Carex distans* ass. Ujv. 37 L p. p.; *Agrostidetum-Glycerietum* subass. *Alopecurus pratensis* Soó 40, 41; *Agrostis alba*-*Carex distans* ass. *Pastinaca sativa* subass. (»Soó«) Tx. 50
- *agrostosum albae, alopecurosum pratensis* Slavnić 48
- *beckmannietosum eruciformis* Slavnić 48

— *staticetosum gmelini* Slavnić 48

b) subass. *Trifolium fragiferum*-*Potentilla reptans* Ubrizsy 48 T (in Reisfeldern)
Areal : Alföld, Kleine u. Grosse Tiefebene, jenseits der Theiss, in der Batschka,
im Banat, in früheren Überschwemmungsgebieten. Vgl. noch BORHIDI
55, ZÓLYOMI 46, TIMÁR 57c
(Straussgras-Fuchsschwanzgras-Wiesen—Alkalische Überschwemmungs-
wiesen.)

2. *Agrosteto-Glycerietum poaeformis* Soó (33c L) 47b T, 40, 41, 45

Syn.: *Agrostis alba*-*Glyceria fluitans* var. *poiformis* ass. Soó 33c; *Glyceria poi-*
formis-*Alopecurus pratensis* ass. Magyar 28 p. p.; *Glyceria poiformis* ass.
Rpes. 27b; *Agrostidetum Beckmannietum glyceriosum* Soó 36b; cons.
Glycerietum fluitantis Soó 36b; *Oenanthe silaifolia*-*Beckmannia* ass.
Slavnić subass.; *Glyceria fluitans* Slavnić 48; *Agrostis alba*-*Carex distans*
ass. subass. *Glyceria poiformis* Tx. 50.

Fac.: *Glyceria*, *Glyceria-Agrostis*, *Glyceria-Beckmannia* Slavnić 48

Areal : Alföld, bes. jenseits der Theiss (z. B. Hortobágy), im Süden (TIMÁR 57c,
bis Mazedonien, nach SLAVNÍČ)
(Straussgras-Schwadengras-Wiesen)

3. *Agrostete*—(*Eleochareto*)-*Alopecuretum geniculati* Soó 39, 47b T

Syn.: *Agrostis alba*-*Alopecurus geniculatus* ass. Magyar 28, subass. Soó 33c;
Agrostidetum albae alopecuretosum genic. Soó 38; *Agrostidetum-Glycerietum*
subass. *Heleocharis palustris-Alopecurus genic.* Soó 40

a) *alopecuretosum* (cons. *Alopecurus geniculatus* Soó 47b)

b) *eleocharetosum* (cons. *Heleocharis palustris-uniglumis* Soó 47b; *Heleochari-*
detum palustris Rpes. 27. et auct. p. p.; *Agrostis alba-Heleo-*
charis palustris subass. Soó 33c, ZÓLYOMI 46; *Alopecurus geni-*
culatus-Heleocharis palustris subass. Ujv. 37 L; *Agrostidetum*
albae heleocharidosum Soó 36b)

— *ranunculosum aquatilis* (fac. *Ranunculus aquatilis* Soó 47b)

Areal : Alföld, bes. jenseits der Theiss (z. B. Hortobágy)
(Sumpfbinsen-Knickfuchsschwanzgras-Wiesen)

4. *Agrosteto-Beckmannietum* (Rpes. 16) Soó 33c L, 36b, 40, 41, 45, 47a, b T, 50, 51b, TOPA 39a

Syn.: *Agrostis alba-Beckmannia eruciformis* ass. Rpes. 27b, Soó 30b, MÁTHÉ
33 L; *Beckmannia eruciformis* ass. Magyar 28, MÁTHÉ 39; *Agrostidetum-*
Beckmannietum subass. *Beckmannia* Soó 33c, Ujv. 37 L; *Agrostis*
gigantea-Beckmannia ass. Balázs 43; *Oenanthe silaifolia-Beckmannia*
ass. Slavnić 48 L subass. *Rorippa Kernerii*.

— *alismatosum* (fac. *Alisma lanceolatum* Soó 47b)

- *staticosum* (fac. *Statice gmelini* Soó 47b; *Agrostis alba-Statice Gmelini* ass. Rpcs. 27b)
 - *asterosum* (fac. *Aster pannonicus* Soó 33c, 47b)
 - *agrostosum albae*, *beckmanniosum* (Slavnić 48)
 - b) *ranunculetosum lateriflori* (subass. *Ranunculus lateriflorus* Soó 47b T)
- Areal: Alföld. Grosse Tiefebene, bes. jenseits der Theiss, und im Süden (bis Mazedonien, nach SLAVNÍČ). Auch im Mittelgebirge, am Sárhegy bei Gyöngyös (KÁRPÁTI 54). Vgl. noch IGMÁNDY 39, TIMÁR 54, ZÓLYOMI 46 (Raupengraswiesen)

6. *Festucion pseudovinae* Soó 33c

Syn.: *Puccinellio-Staticion* Topa 39 p. p.; *Trifolio-Ranunculion pedati* Slavnić 48; *Halo-Artemision* Pign. 53

Einige Gesellschaften dieses einheitlichen Verbandes der Salzsteppen werden zu *Halostachyetalia* Grossheim 29 (einer pontisch-mittelasiatischen Klasse), andere zu den *Brometalia* bzw. dem Verband *Festucion valesiacae*, andere wiederum zur Klasse *Arrhenatheretalia* gerechnet (WENDBG. 50) (Alkalisteppen*)

1. *Achilleeto-Festucetum pseudovinae* (Magyar 28) Soó (33) 45, 47b T, 50, 51b

Syn.: *Achillea-Inula britannica* ass. Magyar 28: *Inula britannica* ass. Rpcs. 27; *Pseudovinetum* Rpcs. 27 p. p.; *Festucetum pseudovinae*, *Achillea-Inula* subass. = *F. pseudovinae achilleosum* Soó 33c L, 40, 41, MÁTHÉ 33 L, UJV. 37 L; *Festuca pseudovina-Centaurea pannonica* ass. Klika 37 p. p., nec WENDBG. 50. [Die Tabelle 14 bei WENDELBERGER 50 stellt kein *Achilleo-Fest. pseudovinae* dar.] *Festucetum pseudovinae pannonicum* Knapp 42 p. p., WENDBG.: *Festucetum pseudovinae* Slavnić 48 L p. p.; *Ranunculetum pedati* Slavnić 48 L p. p. (subass. *typicum*)

- *caricosum stenophyllae* (fac. v. consoc. Soó 33c, 47b, Slavnić 48; *Carex stenophylla* ass. Rpcs. 27)
- *c. praecocis* (Slavnić 48);
- *hieraciosum pilosellae* (fac. *Hieracium pilosella* Soó 33c, 47b)
- *asterosum linosyris* (fac. *Aster linosyris* Klika 37)

B. transsilvanicum Soó 47a, b T (*polygonetosum patuli*) (*Festuca pseudovina-Polygonum patulum* ass. Soó 47a; *Festuceto-Asteretum linosyris* Todor 48. Dessen *Faz. Seseli varium* gehört zu *Festucetum sulcatae*)

C. australe Soó nom. nov. (*trifolietosum subterranei*) (*Trifolietum subterranei* Slavnić 48 L p. p. subass. *Fragaria collina*, *Trifolium ornithopodioides*)

* aber keine Salzhalbwüsten—*Halostachyetalia*.

— *fragarietosum collinae* (= *viridis*) Slavnić 18 (Weitere Fazies: *Ornithogalum gussonei*, *Galium verum*, *Ononis spinosa*, *Poa pratensis*, *Festuca pratensis*)

— *trifolietosum ornithopodioidis* Slavnić 48 (Weitere Fazies: *Alopecurus pratensis*, *Festuca pseudovina*, *Poa pratensis*, *Trifolium repens*)

Das *Trifolietum subterranei* kann man als selbständige, aber dem *Achilleeto-Festucetum pseudovinae* nahestehende Ass. auffassen; die *Fragaria collina* Subass. entspricht einem Übergang zum *Alopecuretum* bzw. *Agrosteto-Alopecuretum*, die *Trif. ornith.* Subass. dagegen ist dem typischen *Achilleeto-Festucetum* gleich, nähert sich aber den Lössweiden. Die dritte Subass. von *Statice gmelini* ist eine südliche Ausbildungsform des *Artemisieto-Festucetum pseudovinae*. Das *Ranunculetum pedati* ist auch ein Gemisch, nach der Liste stimmt es mehr oder minder mit dem *Achilleo-Festucetum pseudovinae* des Theissgebiets überein (keine dort fehlenden Charakterarten!). die Subass. von *Statice gmelini* zieht man mehr zum *Artemisio-Festucetum pseudovinae*. (Weitere Fazies: *Ornithogalum gussonei*, *Ranunculus pedatus*, *Poa bulbosa vivipara*, *Bromus mollis* f. *nanus* Slavnić 48)

Areal: Alföld. Kleine Tiefebene (BORHIDI 55, BOJKO 34, KLIKA 37, KRIST 40, KNAPP 42, 44, WENDBG. 43, 50, WENZL 34), Mezőföld (BOROS 53b), selten im Donau—Theiss-Zwischenstromland (HARGITAI 42b), dagegen an der Donau und der Theiss, jenseits der Theiss (vgl. auch CSAPODY 55, IGMÁNDY 39, REPP 44, TIMÁR 54, 57c, ZÓLYOMI 46), dann in Siebenbürgen: Mezőség (subass. B.) und in Jugoslawien, im Süden des Tieflandes (subass. A. C.)

(Schafgarbe-Alkalisteppes)

2. *Peucedano-Asteretum punctati* Soó 47b T, 50, 51b

Syn.: *Alopecurus pratensis-Agrostis alba* ass. *Aster punctatus-Artemisia pontica* fac. Máthé 33 L, Soó 33c; *Pseudovinetum Aster p.-Artemisia p.* fac. Soó 33: *Pseudovinetum* Máthé 39 p. p.; *Peucedanum officinale* soc. Moesz 40; *Festuca pseudovina-Peucedanum officinalis* ass. Rpcs. 27b; *Alopecuretum-Peucedanum* off. fac. Prodan 56

a. *alopecuretosum pratensis* (subass. *Alopecurus pratensis* Soó 47b)

b. *festucetosum pseudovinae* (subass. *Festuca pseudovina-sulcata* Soó 47b)

— *caricosum praecocis* (fac. *Carex praecox* Soó 47b)

c. *festucetosum sulcatae* (Zólyomi ined.) Kerecsend, Mezőcsát (ZÓLYOMI ined.)

Areal: Alföld, bes. jenseits der Theiss, in den Wäldern von Ohat, Fás, Hencida, Kemenesalja usw., auch an der Stelle einstiger Wälder.

(Alkalisteppen-Waldwiesen)

3. *Artemisieto-Festucetum pseudovinae* Soó (33), 45, 47b T, 50, 51b

Syn.: *Festucetum pseudovinae*, *Artemisia monogyna* subass. *F. pseudovinae artemisiosum*. Soó 33c L, 40, 41, Ujv. 37 L; — *Festuca pseudovina* ass.

Magyar 28 et auct. p. p.; *Pseudovinetum* Rpcs. 16, 27a, b; *Artemisietum monogynae* Bojko 32, WENZL 34; *Statice gmelini-Artemisia monogyna* ass. (»Topa«) subass. *Festuca pseudovina* Wendlbg. 43; *Festuca pseudovina-Centaurea pannonica* ass. Klika 37 p. min. p.; *Staticeto-Artemisietum monogynae* Slavnić 48 L, 53, WENDBG. 50 T. — non Topa; *Trifolietum subterranei et Ranunculetum pedati* subass. *Statice gmelini* Slavnić 48; *Festucetum pseudovinae* subass. *halophilum* Slavnić 48.

- a) *normale* (subass. *normale* Soó 47b; subass. *Festuca pseudovina* Slavnić 48)
 — *agropyrosum* (*Statice gmelini-Agropyrum repens* ass. Rpcs. 27, 27b, Slavnić 48)
 — *eragrostosum* (fac. Soó 47b, *Eragrostis pilosa* soc. Moesz 40)
 — *polygonosum avicularis* (fac. Soó 47b, *Polygonetum avicularis* Rpcs. 27; *Polyg. aviculare* soc. Moesz 40)
 — *staticosum gmelini* (fac. Soó 47b, *Statice gmelini-Festuca pseudov.* soc. Moesz 40) *Ranunculetum pedati* fac. *Statice g.* Slavnić 48
 — *plantaginosum maritimae* (fac. Soó 47b, *Festuca pseudovina-Plantago maritima* ass. Rpcs. 27; *Plantago maritima* soc. Moesz 40)
 — *plantaginosum schwarzenbergianae* (*Ranunculetum pedati* fac. *Plantago schw.* Slavnić 48)
 — *artemisiosum monogynae* (consoc. *Artemisia monogyna* Soó 47b; *Artemisietum monogynae* Rpcs. 27b, soc. Moesz 40; *Artemisietum mon. purum* Soó 47b)
 — *puccinelliosum limosae* (fac. Soó 47b; subass. *Puccinellia limosa* Wendlbg. 43, 50, SLAVNÍČ 48, non TOPA 50; *Puccinellietum limosae* fac. *Artemisia monogyna* Klika 37) Übergang zum *Puccinellietum*.
 — *camphorosmosum* (fac. Soó 47b, *Camphorosma annua* Variante Wendlbg. 43, 50; *Staticeto-Artemisietum camphorosmetosum* Slavnić 48; *Artemisia monog.* — *Camphorosma ovata* ass. Rpcs. 27) Übergang zum *Camphorosmetum*.
- b) *lepidietosum* (Soó 47b, *Festuca pseudovina-Lepidium cartilagineum* subass. Soó; *Festuca pseudovina* ass. Moesz 40 e territorio Kiskunság; *Statice gmelini-Artemisia monogyna* ass. Variante *Aster pannonicus* Wendlbg. 50)
- c) *cladonietosum* Soó et Ubrizsy 47b (*lichenosum* Ubrizsy ap. Soó 47b)
- B) *nyírségense* Soó 47b L (*Festucetum pseudovinae* Soó 39 T)
 — *caricosum stenophyllae* (fac. Soó 38)
- C) *australe* Soó nom n. (*Trifolietum subterranei* subass. *Statice gmelini* Slavn. 48 mit *Festuca pseudovina* u. *Alopecurus pratensis* Faz.)
- Areal: Alföld. Kleine Tiefebene (BOJKO 32, WENZL 34, WENDBG. 43, 50, POLGÁR 41, KLIKA 37), Mezőföld (BOROS 53b, 54b), Donau—Theiss-Zwischenstromland (b. auf Solontschak, Moesz 40), jenseits der Theiss (häufig vgl. noch REPP 44, ZÓLYOMI 46),

im Süden (SLAVNÍČ 48, 53; auch subass. C), in der Nyírség
(subass. B : Soó 38)

(Wermut-Alkalisteppe)

4. *Artemisietum salinae* Soó 27, 27b, 45, 47a, 47b T

Syn.: *Staticeto-Artemisietum monogynae* Topa 39, TODOR 48; *Limoniето-Artemisietum monogynae* Topa 54; *Artemisio-Festucetum pseudovinae transsilvanicum* Soó 47a, b; *Festuca pseudovina-Artemisia salina* ass. Soó 33

— *puccinelliosum limosae* (fac. Topa 39, subass. Wendbg. 43, 50)

— *staticosum* (fac. Soó 47b; subass. *Statice gmelini* Todor 48)

— *peucedanosum latifolii* (fac. Topa 39; subass. Wendbg. 43, 50)

Areal: Siebenbürgen (Mezőség), Rumänien, bes. Moldau.

(Östliche Wermutsteppen)

5. *Artemisiето-Petrosimonietum triandrae* Soó 47a, b T

Syn.: *Petrosimonietum triandrae* Soó 27, 27b, TODOR 48

Areal: Siebenbürgen (Mezőség)

(Siebenbürgische Salzhaltwüsten)

Diese Gesellschaft, ebenso wie die von KELLER und TOPA beschriebenen *Obionetum verruciferae*, *Camphorosmetum pilosae* und *Halocnemetum strobilacei* gehören wohl zur Ordnung *Halostachyetalia*.

DIE BOTANISCHE ERFORSCHUNG DES SEES FEHÉRTÓ BEI SZEGED

Von

† L. TIMÁR

KLIMATOLOGISCHES INSTITUT DER UNIVERSITÄT, SZEGED

(Eingegangen am 14. II. 1957)

I. Geologische Vergangenheit des Fehértó

Nach der Feststellung der Geologen von Szeged (I. MIHÁLTZ—L. TIMÁR—L. GYÓVAI, 1950—51) ist auf den aquatilen Sand der ehemaligen Vertiefungen des Sees Fehértó am Ende des allerletzten Abschnittes des Pleistozäns eine Lössdecke gefallen. Dieser Löss ist auf dem im Süden bis zur Höhe von 187 m ü. M. steigenden Rande bis heute in Form von kontinentalem Löss erhalten geblieben, dagegen entstand daraus in der Mulde durchgewaschener Infusionslöss. Die Fichten-Birken-Periode des Holozäns kann im Becken des Fehértó nicht nachgewiesen werden. Die dicke Sanddecke des Nordteiles des Sees stammt aus der Haselnuss-Periode (8000—5000 v. Zr.), die der mittleren Steinzeit entspricht. Der Infusionslöss der Mulde beginnt auch zur gleichen Zeit zu versäuen. Die Alkalisierung nimmt ihren Fortgang in der Eichen-Periode weiter (5000—2500 v. Zr., neuere Steinzeit) im warmen, gemässigten Klima. Im ersten Teile der Buchen-Periode (2500—800 v. Zr., Bronzezeit) im gemässigten, feuchten Klima sammelt sich pechschwarzer Wiesenton unter der üppigen Sumpfvegetation zusammen, die in der östlichen tieferen Ecke auch die Dicke von 1 m erreicht. In der gemässigten, kaum feuchten Periode der zweiten Buchenzeit wird der Flugsand aufs neue locker und wandert auf der Oberfläche des alkalischen Lösses — eine dünne, zerrissene Decke bildend — entlang der Nord- und Westteile des Sees weiter. Diese durch Nordwestwinde fortgeschleppte Sandmenge von 20—30 cm Dicke hat das Teichbecken von den anderen Niederungen des Donau—Theiss Zwischenstromlandes endgültig isoliert und den Weg des Abflusses durch das »Matyér« (ein Bächlein) versperrt, wodurch die Alkalisierung aufs neue begann. Die Entstehung des schwarzen humosen Schlammes setzt sich auch in unseren Tagen fort: am Ort der verschwundenen Wasserpflanzen schlägt sich ein Schleier vom humosen, karbonatreichen Schlamm nieder, der sich aber beim Austrocknen abgelöst vom Winde verweht wird. Der Boden des ausgetrockneten Sees ist bereits deshalb nicht gleichförmig schwarz. Die Quarzkörnchen des ausgelaugten Bodens in den sodareicheren und sandigeren Nordteilen und das infolge der

Verdunstung auf der Oberfläche sich anhäufende Sodasalz (Na_2CO_3) verleihen der Gegend eine grelle weisse Farbe.

II. Historische Vergangenheit des Fehértó

Unser allererstes bekanntes historisches Dokument ist die Urkunde aus der Zeiten des Königs MATTHIAS (1473), die das auf den nachmaligen Landkarten »Lacus Fehér-Tó« benannte alkalische Becken öfters beim Namen »Feyertho«, Fejerto« erwähnt.

Nach einer Landkarte aus dem Jahre 1778 war der Flächeninhalt des Sees wesentlich kleiner, aber er war wahrscheinlich tiefer als der heutige. Dagegen im Frühling 1871 überschwemmte er weite Gebiete. Gerade deshalb wird im folgenden Jahre der Fehértó—Matyér Kanal fertiggestellt, um dadurch sein Wasser mit Umgehen der Stadt Szeged in die Theiss strömen zu lassen. Trotzdem überschwemmt er 1881 wieder und dringt bis zum Damm von Szeged vor.

Entlang des Südufers des mächtigen Alkalisees mit einer Ausdehnung von ungefähr 3000 Katastraljoch ($14,176 \text{ km}^2$), (6 km lang und 4 km breit, rund 10 km weit von Szeged) hat die Stadt im Jahre 1932 auf ungefähr 1300 Katastraljoch 10 Fischteiche zustande gebracht und 1951 im NW noch einen. Um zum Teil das Wasser der Teiche zu sichern, zum Teil die überflüssige Wassermenge abzuleiten, wurde zur gleichen Zeit mit dem Ausbau der Fischteiche der Hauptkanal von Algyő, später im Jahre 1942 der den See quer zerschneidende Hauptkanal von Majsa ausgebaut, um die von Kismarja fliessenden Wildwässer durch den Fehértó in die Theiss zu leiten. 1938 wurde auf Vorschlag von Doz. P. BERETZK am südlichen Teile eine Vogelschutzreservation auf einem Gebiet von 350 Katastraljoch aufgestellt, die nachträglich aufs doppelte vergrössert wurde.

III. Der Fehértó in unseren Tagen

Der Boden des Sees ist im ganzen genommen ein für den Pflanzenbau ungeeigneter Alkaliboden IV. Klasse. Der Ackerbau ist im Nordteile infolge der Salzeffloreszenzen unmöglich, in den anderen — alkalischer Löss mit Kalkkonkretionen — wegen der mit Natrium gesättigten Kolloide der oberen Bodenschicht. Dagegen beginnt in den Randteilen auf solonetzartigem Boden mit Struktur schon der Ackerbau.

Infolge der ungünstigen Bodenverhältnisse im Norden ist die natürliche Pflanzendecke einförmig, im Süden mannigfaltiger, für Schafweide kaum geeignet. »Wenn das ‚Kleingras‘ (= *Erophila verna*) blüht, kann die Weide schon das Schaf aushalten« — sagt der Schafhirt von Fehértó. Bessere Mäh-



Abb. 1.

wiesen und Weiden findet man nur im Ostteile entlang der Westseite des nach Norden laufenden alten, verfallenen »Gelben Dammes«. In diesen an alkalischen *Trifolium*-Arten reichen *Achilleo-Festucetum pseudovinae* Gesellschaften waren auch früher Schafstände. Im Jahre 1931 wurden Reiskulturversuche angestellt, in der Umgebung des Maschinenhauses der Schleuse des Algyő-Hauptkanals, aber die massenhafte Aufwucherung des die starke Alkalisierung allein ertragenden *Bolboschoenus* hatte allen weiteren Versuchen ein Ende gemacht. Die Weide ist immer mehr auf das Gebiet des sogenannten »Disznó-járás« zurückgedrängt worden, zwischen dem »Gelben Damm« und der Landstrasse Szeged—Sándorfalva. Nebst der Fischereiwirtschaft sind heute die Schilfproduktion und das Kamillensammeln (*Matricaria chamomilla*) die einträglichsten Einnahmequellen. Im Norden wird Sodasalz gesammelt und damit in Szeged hausiert. *Bolboschoenus maritimus* wird für Streu und Ofenheizung, *Schoenoplectus tabernaemontani* für Flechten gemäht. Der Rohrkolbenschlamm (*Typha angustifolia* et *latifolia*) und das Heusammeln auf Alkaliböden sind heute schon unbedeutend.

IV. Botanische Erforschung des Sees Fehértó

A. Forschung der Blütenpflanzen

a) **Die Flora.** Systematische Angaben des Sees werden zuerst von B. LÁNYI, dem berühmten Floristen der Stadt Szeged mitgeteilt (1915). S. HERKE zählt in seinem Studium über die Bodenverhältnisse des Fehértó 13 Arten als Bodenindikatoren auf.

Mit der Übersiedlung der Universität von Kolozsvár nach Szeged ist seitdem der mehrmals erneuerte Plan des Botanischen Institutes der Universität und anderer Institutionen auch die Forschung des Fehértó. Ein Produkt der Ergebnisse dieser Bestrebungen ist die zusammenfassende Arbeit von E. FELSZECHY (Debreceni Szemle, 1936). Weitere Angaben wurden mitgeteilt von TUZSON (ap. Soó 1927), GLÜCK (in Soó—MÁTHÉ 1938), ZSÁK (1941), CZÓGLER (1938), GYÖRFFY (1913), CSONGOR (1954), TIMÁR (1952, 1954). I. KÁRPÁTI gibt eine gemeinverständliche Übersicht (1948) über die halophilen Bäume und Sträucher des Teiches, später untersucht er die Wirkung der Kultur im Gebiete des Sees (1950). Ausser meinen eigenen Angaben (!) habe ich auch noch die Sammlungen von I. KÁRPÁTI, GY. CSONGOR, K. CZÓGLER und Frau J. VÉGH benutzt.

b) **Die Vegetation.** Die Vegetationsforschung wurde von R. RAPAICS begonnen (1927, 1928). Indem er sich mit den Pflanzengesellschaften des Fehértó und der Alkalisteppen der Umgebung wie Bezarszék, Gyevifertó, beschäftigt, erwähnt er zwei grosse, gebietsbedeckende Gesellschaften: *Phragmitetum* und *Bolboschoenetum*. E. FELSZECHY (1936) stellt in seiner Kartenskizze nur die auffallendsten Assoziationen dar. Ich selbst sammelte seit 1941 systematisch im Gebiete des Fehértó. Im Rahmen der pflanzengeographischen Forschungen der Akademie habe ich im Jahre 1951 die Vegetationskarte des Teiches (s. Kartenanlage) unter Mitwirkung GY. BODROGKÖZI, J. JEANPLONG und I. PRÉCSÉNYI aufgenommen. Ich habe die ganze Phanerogamenflora aufgesammelt, seine Pflanzengesellschaften analysiert und zum Teil publiziert (TIMÁR 1954), die Aufnahme eines *Puccinellietum*-Initialstadiums ist in der Arbeit von I. MÁTHÉ—I. VINCEFFY—I. PRÉCSÉNYI erschienen (1953. 8, 2. Aufnahme).

Im Februar 1952 hat man im Stadtmuseum von Szeged begonnen, das Material der Ausstellung »Lebende Welt des Fehértó« zu sammeln. Zu dieser Zeit habe ich das auf die Geologie und Vegetation des Fehértó bezügliche Drehbuch fertiggestellt. Zwei farbige Landkarten wurden ausgestellt, die die Frühlings- und Herbstvegetation des Sees veranschaulichten. Das von GY. CSONGOR gesammelte Anschauungsmaterial wurde Ende 1952 ausgestellt (s. Délmagyarország, 7. Dez. 1952, S. 4).

Infolge der Tätigkeit der Filmexpedition von I. HOMOKI-NAGY wurde im Jahre 1952 ein Farbfilm über das Leben des Sees unter dem Titel »Vadvízország« (Land der Wildgewässer) aufgenommen.

B. Die Forschung der Sporenpflanzen

a) Die Pilzforschung ist völlig vernachlässigt, bloss L. BÉRCZI (1941, 1952) gab einen Wasserpilz bekannt. Einige meiner Angaben bedeuten nur den Anfang.

b) Die Publikation der Algen wird von E. FELSZECHY (1936) begonnen (*Nostoc commune*). Bald erwähnte Frl. M. SZABADOS Wasserblüte (1950), und führte an einer der diese Blüte veranlassenden *Euglena*-Arten morphologische Beobachtungen durch. 1949 meldete sie über die Ergebnisse ihrer zehnjährigen Sammlungen von *Volvocales* und Flagellaten (36 Arten, 9 Varietäten, 2 Formen). T. HORTOBÁGYI (1955) machte auf Grund seiner Untersuchungen im Herbst 1954 aus dem Fischteich X. 32 Algen bekannt.

c) Die Flechtenforschung ist gleichfalls vernachlässigt. Ich habe bloss *Xanthoria parietina* mitgeteilt.

d) Die Bekanntmachung der Moose wird von E. FELSZECHY (1936) begonnen (4 Arten, von I. GYÖRFFY bestimmt). Zur Kenntnis der Moose hat I. GYÖRFFY selbst mit einer (1939), während L. TIMÁR mit fünf Angaben (1954) beigetragen.

e) Die einzige Art der Farne ist *Pteridium aquilinum* (L. TIMÁR 1954).

Sammler: K. CZÓGLER (H. BAROSS, später RADNÓTI), GY. CSONGOR (H. CSONGOR), I. KÁRPÁTI (H. VÁCÁRÓTÓ), Frau J. VÉGH (H. Pedag. Hochschule).

Enumeration

Rhizopodium sphaerocarpum (Zopf.) Fischer. (Bérczi 1941, 32)

1. Fungi.

Meine neuen Angaben:

Claviceps purpurea (Fr.) Tul. in fruct. *Secalis cerealis*!

Bovista plumbea Pers.!

Uromyces striatus Schroet. in fol. *Medicaginis lupulinae*!

Puccinia graminis Pers. form. *agropyri* Kleb. in fol. *Agropyri repentis*!

Lichenes. Ihre Aufzählung nach dem Abschluss der begonnenen Flechtenforschungen (GALLÉ).

2. Bryophyta.

Riccia crystallina L. (TIMÁR 1954, 492)

Ceratodon purpureus (L.) Brid. (FELSZ. 1936, 131)

Barbula vinealis Brid. (TIMÁR 1954, 492)

B. unguiculata Hedw.!

B. fallax Hedw.!

+ *Tortula muralis* (L.) Hedw.!

+ *Syntrichia ruralis* (L.) Brid.!

Phascum acaulon L.!

Pottia bryoides (Dicks.) Mitt. (TIMÁR 1954, 492)

+ *Grimmia commutata* Hüben.!

+ *G. pulvinata* (L.) Sm.!

+ *G. apocarpa* (L.) Hedw.!

+ *G. apocarpa* (L.) Hedw. f. *epilosa* Boros!

Funaria hungarica Boros!

F. hygrometrica (L.) Sibth. (FELSZ. 1931, 131, GYÖRFFY 1939, 85)

Bryum argenteum L. (FELSZ. 1936, 131)

+ *Orthotrichum anomalum* Hedw.!

+ *Leskea polycarpa* Ehrh.!

Amblystegium serpens (L.) B. E.!

Drepanocladus aduncus (Hedw.) Moenkem. var. *kneiffii* (Schimp.) Warnst. (*Phragmitetum*)!

Camptothecium lutescens (Huds.) B. E. (FELSZ. 1936, 131)

+ *C. sericeum* (L.) Kindb.!

- + *Brachythecium albicans* (Neck.) B. E. !
 + *B. salebrosum* (Hoffm.) B. E. !
Brachythecium populeum (Hedw.) B. E. (TIMÁR 1954, 493)

Die mit + bezeichneten Arten auf dem Steinpflaster der Schleuse.

3. Pteridophyta

Pteridium aquilinum (L.) Kuhn. (TIMÁR 1954, 493)

4. Spermatophyta*

- Ranunculus trichophyllus* Chaix. ! et f. *terrestris* (Gr. et Godr.) Glück !
Ceratophyllum demersum L. !
C. submersum L. !
Potentilla supina L. !
Sedum caespitosum (Cav.) DC. !
Saxifraga tridactylites L. (TIMÁR 1954, 494)
Trigonella melilotis-coerulea (L.) A. et G. ssp. *procumbens* (Bess.) Thell. !
T. monspeliaca L. !
Melilotus albus Medic. ! (KÁRP. 1950, 69)
Trifolium ornithopodioides (L.) Sm. !
T. incarnatum L. (Csongor)
Glycyrrhiza echinata L. ! (KÁRP. 1950, 69)
Vicia hirsuta (L.) Gray !
V. cracca L. ! (KÁRP. 1950, 69)
V. lathyroides L. !
V. angustifolia L. !
Lythrum hyssopifolia L. !
Epilobium hirsutum L. ! (Véghné !)
E. tetragonum L. !
Myriophyllum spicatum L. ! (Czögler !, Véghné !)
Torilis arvensis (Huds.) Lk. !
Galium aparine L. !
Malva neglecta Wallr. ! (KÁRP. 1950, 69)
M. pusilla With. !
Linum catharticum L. (TIMÁR, 1954, 495)
Geranium dissectum L. !
Centaureum pulchellum (Sw.) Druce !
Cuscuta campestris Yuncker !
C. epithymum (L.) Murr. !
Heliotropium supinum L. !
Myosotis hispida Schlecht. !
Teucrium scordium L. !
Leonurus marrubiastrum L. !
Veronica anagalloides Guss.
V. anagallidiformis (Bor.) Beck. !
Lindernia pyxidaria All. (Csongor !)
Rhinanthus rumelicus Velen. ! (TIMÁR 1954, 495)
Utricularia vulgaris L. ! (Csongor)
Plantago maritima L. var. *wulfenii* (Spr.) Beck. !
P. schwarzenbergiana Schur. !
P. lanceolata L. var. *hungarica* (LÁNYI 1915, 269)
Diploaxis tenuifolia (L.) DC. !
Lepidium cartilagineum (J. May.) Thell. !
Sisymbrium officinale (L.) Scop. !
Arabidopsis thaliana (L.) Heynh. !
Camelina sativa (L.) Cr. !
Aster tripolium L. ssp. *pannonicus* (Jacq.) Soó, — var. *depressus* Kit. !
Filago germanica L. !

* Neue Fundorte zu Soó—MÁTHÉ : A Tiszántúl flórája 1938.

- Gnaphalium uliginosum* L.
G. luteo-album L. (Czöglér!, Véghné!)
Anthemis austriaca Jacq.!
Achillea asplenifolia Vent.!
Chrysanthemum vulgare (L.) Bernh. (KÁRP. 1950, 69)
Artemisia maritima L. ssp. *salina* (Willd.) Gams! (Véghné!)
Tragopogon dubius Scop. (FELSZ. 1936, 131)
Scorzonera parviflora Jacq. (TIMÁR 1954, 497)
S. cana (C. A. Mey.) Simk.! et var. *tenuissima* (Borb.) Rpcs.! (Véghné!)
Taraxacum bessarabicum (Horn.) Hand.-Maz.! (HERKE 1934, 147)
Leontodon autumnalis L. var. *hajdonicalis* Rpcs., (CSONGOR 1954)
Sonchus oleraceus L.! (KÁRP. 1950, 69)
S. asper (L.) Hill.! (KÁRP. 1950, 69)
Cerastium brachypetalum Desp. var. *glandulosum* Koch!
C. semidecandrum L.!
C. pumilum Curt.!
Spergularia salina Presl.!
Beta vulgaris L. subspont.!
Chenopodium vulvaria L.!
Ch. botryoides Sm.! (FELSZ. 1936, 130, 131, HERKE 1934, 155)
Ch. ficifolium Sm.!
Atriplex litoralis L. var. *serrata* (Huds.) Sm.!
A. hastata L. var. *microtheca* Schum. et var. *salina* Wallr.!
Kochia scoparia (L.) Schrad.
Salsola kali L. ssp. *ruthenica* (Iljin) Soó! (FELSZ. 1936, 131)
Amaranthus chlorostachys Willd.!
A. albus L.! (KÁRP. 1950, 68)
A. crispus (Lesp. et Theven) Terrac.!
Rumex paluster Sm.!
R. conglomeratus Murr.!
Polygonum amphibium L. (KÁRP. 1950, 67)
P. patulum M. B. ssp. *kitaibelianum* (Sadl.) Jáv.!
P. lapathifolium L. ssp. *pallidum* (With.) Fr.
Fagopyrum vulgare Hill. (KÁRP. 1950, 68, sub *F. sagittato*)
Salix triandra L.!
S. cinerea L. (KÁRP. 1950, 69)
Alisma lanceolatum With.!
Potamogeton crispus L.! (KÁRP. 1950, 67, Véghné!)
P. pectinatus L.!
P. pusillus L. var. *tenuissimus* M. et K.!
Triglochin maritimus L.!
Najas marina L. (CSONGOR apud TIMÁR 1954, 497)
Zannichellia palustris L. var. *pedicellata* Wahlbg. et Rosén (CZÖGLER 1935, 1., KÁRP. 1950, 67)
Pycnus flavescens (L.) Rehb.!
Acroellus pannonicus (Jacq.) Palla!
Cyperus fuscus L. var. *virescens* (Hoffm.) Koch! (TIMÁR 1954, 498)
Schoenoplectus tabernaemontani (Gmel.) Palla! (FELSZ. 1936, 131)
Heleocharis acicularis (L.) R. Br.!
Bromus commutatus Schrad.!
Festuca pratensis Huds.!
Vulpia myuros (L.) Gmel.!
Poa compressa L.!
Triticum aestivum L.!
Hordeum distichon L.
Eragrostis poides Beauv.!
Apera interrupta (L.) Beauv.!
Crypsis aculeata (L.) Ait.! (FELSZ. 1936, 129)
Heleocharis schoenoides (L.) Host.!
Digitaria sanguinalis (L.) Scop.!
Andropogon ischaemum L.!
Lemna trisulca L.! (Csongor!)
L. gibba L.! (KÁRP. 1950, 67)
Typha angustifolia L.! (KÁRP. 1950, 67)

Die Zahl der gesamten vorkommenden Arten (auch der nicht publizierten) ist 280.

Floristisches Spektrum :

Kozm	16,3%	Kont	9,0%
Adv	9,0%	Pont	1,1%
Cp	7,3%	Pont-Medit	1,7%
Eua	42,2%	Medit	5,0%
Eu	5,0%	Balk	0,6%
Em	1,7%	Pann	1,1%

Ökologisches Spektrum :

M	3,9%	H	30,9%
Ch	1,1%	G	5,0%
HH	8,4%	Th	50,7%

V. Die Vegetation des Fehértó

Die Übertragung der Phytozönosen mit kleinen dispersen Vorkommen auf die Karte ist undurchführbar. Die beigelegte Vegetationskarte zeigt die Gesellschaften grösserer Verbreitung — Assoziationen und kleinere Kategorien — dem Zustande im Jahre 1951 entsprechend. Die folgende Zusammenfassung gibt das vollständige zöologische System der Gesellschaften des Sees an.

Die mit + bezeichneten Gesellschaften sind auch auf der Karte dargestellt.

A) Ordo. Potametalia Koch

I. Foed. Potamion eurosibiricum (Koch) Vlieger (Wasserpflanzengesellschaften).

1. Ass. Myriophyllo-Potametum Soó

CS *Myriophyllum spicatum* Timár. In Laichteichen seichten Wassers.

CS *Potamogeton pusillus* Timár. Dasselbst.

CS *Potamogeton crispus* Timár. Dasselbst. Im seichten Wasser der Kanäle, an den Ufern.

II. Foed. Hydrocharition (Vierh.) Rübél (Schwebende Wasserpflanzengesellschaften)

2. Ass. Lemneto-Utricularietum vulgaris Soó.

CS *Ceratophyllum demersum* Timár. Dasselbst. Im seichten Wasser der grossen Fischteiche.

CS *Lemna minor* Timár. Auf der Oberfläche kleiner, faulender Lachen.

B) Ordo. Zosteretalia Br.-Bl. et Tx.

III. Foed. Ruppion maritimae Br.-Bl. (Alkalische Wasserpflanzengesellschaften)

3. Ass. Ranunculetum aquatilis-polyphylli Soó. In Lachen der von Arbeitern ausgehobenen Gruben.

+ 4. Ass. Parvipotameto-Zannichellietum pedicellatae Soó. In den Laichteichen.

C) Ordo. Phragmitetalia Koch

IV. Foed. Bolboschoenion maritimi Soó (Alkalisumpfgesellschaften)

+ 5. Ass. Bolboschoenetum maritimi Soó. Allgemein. In grösster Ausdehnung im Gebiete der Reservation.

Bolboschoenetum maritimi SoóCS. *Schoenoplectus tabernaemontani*

Deckungswert in %		1	2	3	4	5
		80	90	90	100	100
	<i>Chara foetida terrestris</i>	—	—	—	—	—
HH Eu	<i>Ranunculus trichophyllus</i> f.	—	—	—	—	—
Th Eua	<i>Potentilla supina</i>	—	+	—	—	—
HH Kozm	<i>Myriophyllum spicatum</i>	—	—	—	—	—
H Em	<i>Teucrium scordium</i>	—	—	—	—	—
H Medit	<i>Mentha pulegium</i>	—	—	—	—	—
H Eua	<i>Plantago major</i>	—	—	—	—	—
HH Cp	<i>Rorippa amphibia</i>	—	—	—	—	—
H Pann	<i>Aster tripolium</i> ssp. <i>pannonicus</i>	—	1	—	—	+
Th Kozm	<i>Xanthium spinosum</i>	—	—	—	—	—
Th Kozm	<i>Xanthium strumarium</i>	—	—	—	—	+
Th Eua	<i>Bidens tripartita</i>	—	—	—	—	—
G Eua	<i>Cirsium arvense</i>	—	—	—	—	—
Th Kozm	<i>Chenopodium glaucum</i>	—	+	—	—	—
Th Pont-M	<i>Chenopodium botryoides</i>	—	—	—	—	—
Th Eua	<i>Atriplex hastata</i> var. <i>microtheca</i>	—	+	—	—	—
Th Adv	<i>Amaranthus albus</i>	—	—	—	—	—
Th Eu	<i>Rumex paluster</i>	—	—	—	—	—
H Kont	<i>Rumex stenophyllus</i>	—	—	—	—	+
HH Cp	<i>Polygonum amphibium</i>	—	—	—	—	—
Th Kozm	<i>Polygonum lapathifolium</i>	—	—	—	—	—
HH Kozm	<i>Alisma plantago-aquatica</i>	—	1	—	+	—
HH Eua	<i>Alisma lanceolatum</i>	1	—	—	—	—
G Eua	<i>Juncus compressus</i>	—	—	—	—	—
HH Eua	<i>Schoenoplectus tabernaemontani</i>	4	4	4	4	3
HH Kozm	<i>Bolboschoenus maritimus</i>	—	1	2	1	2
G Kozm	<i>Heleocharis palustris</i>	—	1	—	1	—
HH Kozm	<i>Glyceria fluitans</i>	2	—	—	—	—
HH Kozm	<i>Phragmites communis</i>	—	—	—	—	—
G Kozm	<i>Cynodon dactylon</i>	—	—	—	—	—
H Cp	<i>Agrostis alba</i>	—	1	—	—	2
Th Eua	<i>Heleocharis alopecuroides</i>	—	—	—	—	—
Th Eua	<i>Heleocharis schoenoides</i>	—	1	—	—	—
Th Kozm	<i>Echinochloa crus-galli</i>	—	1	—	—	—
HH Kozm	<i>Lemna minor</i>	—	—	—	—	—
HH Cp	<i>Typha angustifolia</i>	—	—	1	—	—
HH Kozm	<i>Typha latifolia</i>	—	—	—	—	—

Accidenter :

Th Eu	<i>Ranunculus sardous</i>	11 : +	HH Cp	<i>Utricularia vulgaris</i>	11 : 1
HH Kozm	<i>Ceratophyllum demersum</i>	20 : —	H Kozm	<i>Plantago lanceolata</i>	11 : 1
H Pont-M	<i>Glycyrrhiza echinata</i>	17 : —	H Eua	<i>Inula britannica</i>	13 : +
G Kozm	<i>Convolvulus arvensis</i>	5 : +	H Eua	<i>Cichorium intybus</i>	11 : +
H Kozm	<i>Verbena officinalis</i>	11 : +	H Kozm	<i>Taraxacum officinale</i>	11 : +
H Kozm	<i>Prunella vulgaris</i>	11 : +	H Kozm	<i>Sonchus arvensis</i>	11 : +
H Cp	<i>Stachys palustris</i>	12 : —	Th Eua	<i>Spergularia marginata</i>	2 : —
HH Kozm	<i>Veronica anagallis-aquatica</i>	17 : —			

Artenzahl : 27.

Floristisches Spektrum :

CS *Schoenoplectus tabernaemontani* : Kozm 44,5, Adv 3,7 Cp 7,4 Eua 29,6 Em

—, — Eu 3,7 Kont 3,7 Pont-Medit —, — Medit 3,7 Pann 3,7

CS *Alisma lanceolatum* : Kozm 34,8, Adv 2,0 Cp 16,3 Eua 30,6 Em 2,0 Eu 4,1

Kont —, — Pont-Medit 4,1 Medit 4,1 Pann 2,0

CS. *Alisma lanceolatum*[illegible]

Th Eua	<i>Chenopodium urbicum</i>	20 : +	HH Eua	<i>Carex melanostachya</i>	11 : 2
Th Eua	<i>Chenopodium polyspermum</i>	13 : +	HH Cp	<i>Glyceria maxima</i>	11 : +
H Medit	<i>Rumex conglomeratus</i>	14 : +	H Pont-Pann	<i>Puccinellia distans</i>	
H Eua	<i>Salix alba</i>	12 : +		ssp. <i>limosa</i>	20 : +
HH Kozm	<i>Potamogeton pectinatus</i>	11 : 1	Th Eua	<i>Crypsis aculeata</i>	16 : +
HH Cp	<i>Potamogeton gramineus</i>	12 : +			
Th Eua	<i>Cyperus fuscus</i>	12 : +			

Ökologisches Spektrum :

CS *Schoenoflectus tabernaemontani*: M —, — H 14,8 HH 29,6 G 14,8 Th 40,8

Alisma lanceolatum: M 2,0 H 30,6 HH 34,8 G 4,1 Th 28,5

- + CS *Phragmites communis*. Am Rande der Fischteiche.
- + CS *Typha angustifolia*. Im Westen, am Rande der Fischteiche und des Hauptkanals von Algyő.
- + CS *Typha latifolia*. Am Rande der Fischteiche.
- + CS *Eleocharis palustris*. Hauptsächlich in den Vertiefungen des Südrandes.
- + CS *Schoenoplectus tabernaemontani*. Entlang des Matyér-Kanals. Seine Analyse s. Tab., Aufn. 1—10. Die Angaben der Aufnahmen: 1. VII. 19. neben dem Gelben Damme, 5×5 m, — 2. IX. 3. Im Südkanal, 1×10 m, — 3. In eodem tempore, daselbst, 1×20 m, — 4. IX. 8. Entlang der Landstrasse von Budapest, 5×5 m, — 5. IX. 8. Ördög Badény Rovó, 5×5 m, — 6. IX. 8. Entlang des Nordkanals, $0,5 \times 50$ m, — 7. In eodem tempore, daselbst, 5×5 m, — 8. IX. 23. Entlang des Gelben Dammes, 5×5 m, — 9. In eodem tempore, daselbst, 5×5 m, — 10. Sándorfalva, IX. 23. Padosszék, Graben, 1×12 m. Bodenanalyse auf Grund von 2 Proben von Fehértó:
pH: 8,3—8,6, Soda%: 0,04—0,08, CaCO_3 : 13,3, K_A : 60—62, Humus%: 3,14—3,48.
- + CS *Alisma lanceolatum*. Hauptsächlich in den abgelassenen Fischteichen. Die Analyse s. Tab., Aufn., 11—20. Angaben der Aufnahmen: 1. Szeged, VIII. 7. Ansiedlung Somogy, 1×25 m, — 2. Algyő, VIII. 17. Grube, 5×5 m, — 3. In eodem tempore, daselbst, 5×5 m, — 4—9. Fehértó, IX. 3. Abgelassene Fischteiche; Gebiete: 5×5 m, 5×5 m, 5×5 m, 5×5 m, 4×7 m, 5×5 m — 10. IX. 6. Nordwest, 5×5 m. Bodenanalyse auf Grund von zwei Proben von Fehértó:
pH: 7,9—8,5, Soda%: +—0,05, CaCO_3 : 5,8—6,0, K_A : 36—50, Humus%: 1,18—2,61.

D) Ordo. Isoëtetalia Br.-Bl.

V. Foed. *Nanocyperion flavescens* Koch (Zwerghbinsengesellschaften).

- 6. Ass. *Eleochareto (acicularis)-Schoenoplectetum supini* Soó et Ubrizsy.
Faz. *Eleocharis acicularis*. Im Norden, in Ziegelstreichergruben.
- + 7. Ass. *Dichostyleto-Gnaphalietum uliginosi* Soó et Timár. Am Ufer der Überwinterungsteiche.
Faz. *Cyperus fuscus* Timár. Daselbst.
Faz. *Juncus bufonius* Timár. In den nördlichen und südlichen Sandgebieten.

VI. Foed. *Verbenion supinae* Slavnić.

- + 8. Ass. *Heliotropio (supini)-Verbenetum supinae* (Slavnić) Timár
Faz. *Heliotropium supinum* Timár. Siehe TIMÁR 1954, S. 315, Tab. II., Aufn. 1, 4, 5, 6, 7—9.
Faz. *Potentilla supina* Timár. In den nördlichen Ziegelstreichergruben.
- CS *Amaranthus crispus* Timár. Siehe TIMÁR 1954, S. 318, Tab. V., Aufn. 1—9.
- 9. Ass. *Lythreto-Pulicarietum vulgaris* Timár — *Pulicaria vulgaris*-*Mentha pulegium* ass. Slavnić.
Faz. *Pulicaria vulgaris* Timár. Siehe TIMÁR 1954, S. 319—320, Tab. VI., Aufn. 1—4.

E) Ordo. Salicornietalia Br.-Bl.

VII. Foed. *Thero-Salicornion* Br.-Bl.

- + 10. Ass. *Suaedetum maritimae hungaricum* Soó ex Wendelb.
CS *Suaeda maritima* (Soó) Wendelb. Hauptsächlich auf den zerfallenden Dämmen.
- CS *Salsola soda* Soó. Kleinere Stellen, nördlich von der Reservation.
- CS *Salicornia europaea* Timár. In der Mitte des Sees.

F) Ordo. **Puccinellietalia** Soó.VIII. Foed. **Puccinellion distantis** Soó (Szikfok-Vegetation).

- + 11. Ass. *Crypsidetum aculeatae* (Bojko) Soó. Entlang des Gelben Dammes und in den Nordteilen.
 CS *Chenopodium glaucum* Timár. In kleinen Flecken.
 Faz. *Crypsis aculeata* Timár. Entlang des Gelben Dammes.
 † Faz. *Bolboschoenus maritimus* (Moesz) Soó. Kommt aus *Bolboschoenetum* mit ausgetrocknetem Wasser zustande und bildet einen Übergang dazu.
 † Faz. *Atriplex hastata* var. *microtheca* (Soó). Hauptsächlich im Nordosten.
 † CS *Heleochloa alopecuroides* Soó. Im Norden und entlang des Gelben Dammes. Faz. *Heleochloa alopecuroides pura* Soó. Im Osten.
 † CS *Heleochloa schoenoides* Soó. Entlang des Gelben Dammes.
 - + 12. Ass. *Acorelletum pannonicum* Soó. An den ausgelaugten Sandufern im Süden und Norden.
 - † 13. Ass. *Puccinellietum limosae* (Rpcs.) Soó. In grosser Ausdehnung sowohl in den nördlichen und nordöstlichen Teilen, als auch im schmalen Wellenraum der Kanäle.
 SA *plantaginetosum tenuifoliae* Soó. Im Nordosten.
 † SA *polygonetosum avicularis* Soó. In kleinen Flecken entlang des Gelben Dammes.
 † SA *pholiuretosum* Soó. Entlang des Zufahrtsweges zwischen Szatymaz und Sándorfalva.
 † CS *Plantago maritima* Soó. In kleinen Flecken.
 † CS *Atriplex litoralis* Soó. An den nordöstlichen und östlichen Teilen.
 † CS *Spergularia marginata* Timár. Im Süden und Osten.
 † SA *lepidietosum cartilaginei* Soó. Im Süden.
 SA *Atriplex tatarica* Timár. Auf Dämmen. Übergangsgesellschaft gegen *Polygonetum avicularis*.
- Initialstadium: *Lotus corniculatus* ssp. *tenuifolius* Timár (TIMÁR 1953, ap. MÁTHÉ—VINCZEFFY—PRÉCSÉNYI).
- + 14. Ass. *Hordeetum hystricis* Wendlb. Entsteht durch die Übernützung der Alkaliweiden und nimmt mit *Vulpia myuros* einen grossen Raum auf dem »Disznójárás« ein. Im Herbst nimmt es sehr oft den Aspekt *Atriplex tatarica* an.
 CS *Cynodon dactylon* Timár. Hauptsächlich im Nordosten.
 - + 15. Ass. *Camphorosmetum annuae* (Rpcs.) Soó. In kleinen Flecken gemein.
 Faz. *Polygonum aviculare* (Rpcs.) Soó. Dasselbst. Comb. *Camphorosmetum* —*Hordeetum hystricis*.
 - + 16. Ass. *Chenopodieto (urbici)-Xanthietum spinosi* Ubrizsy. In der Umgebung der von Schweinen besuchten Ziehbrunnen, auf neuen Dämmen.
 Faz. *Marrubium vulgare* Timár. Im Norden, um den Brunnen des Gehöftes.

IX. Foed. **Beckmannion eruciformis** Soó (Alkaliwiesen).

- + 17. Ass. *Agrostideto- Caricetum distantis* (Rpcs.) Soó.
 CS *Agrostis alba* (Moesz) Soó. Auf hervorragenden Inseln, am Ufer der Kanäle.
 Faz. *Agropyron repens* Timár. Entsteht durch das Weiden der vorigen CS.
- + 18. Ass. *Agrostideto-Glycerietum poiformis* Soó. Entlang der Landstrasse von Budapest und des Gelben Dammes.
- 19. Ass. *Agrostideto-Alopecuretum pratensis* Soó.

X. Foed. **Festucion pseudovinae** Soó (Alkalisteppen).

- + 20. Ass. *Achilleeto-Festucetum pseudovinae* Soó. Im Osten, auf einer einzigen Flecke.
 † Faz. *Carex stenophylla* Soó. Im Norden und Westen.

G) Ordo. **Chenopodieta** (Br.-Bl.) Hadác.XI. Foed. **Polygono-Chenopodion polyspermi** W. Koch (Gesellschaft der Hackfrüchte).

- 21. Ass. *Amarantho-Chenopodietum albi* Soó. Neben dem Jägerhaus.
 Ihre Kulturkonsoziationen sind die Unkrautgesellschaften der Hackkulturen der westlichen Infusionslöss-Insel.

H) Ordo. **Bidentetalia** (Br.-Bl. et Tx.)XII. Foed. **Bidention tripartiti** Nordh. (Sumpfkrautgesellschaften).

22. Ass. *Bidentetum tripartiti* (W. Koch) Libbert. Am Ufer der Überwinterungsteiche.
Faz. *Veronica anagalloides* Timár. Dasselbst.
23. Ass. *Echinochloëto-Polygonetum lapathifolii* Soó et Csürös. Dasselbst.

I) Ordo. **Potentilletalia anserinae** Oberdorfer.XIII. Foed. **Polygonion avicularis** Aichinger (Trittunkrautgesellschaften).

- + 24. Ass. *Sclerochloëto-Polygonetum avicularis* (Gams) Soó.
CS *Medicago lupulina* (Felf.) Im Süden, in kleinen Flecken.
CS *Spergularia salina* Timár. Entlang des Gelben Dammes in langem, schmalem Streifen.
(*Hordeetum hystricis* Wendelb., siehe 14. Ass.).
25. Ass. *Lolietum perennis* Gams.
SA *plantaginosum majoris* Beger em. Soó. Im Süden.
SA *Juncetosum compressi* Tx. Im Norden und Süden. Übergang zum *Puccinellietum*.
- + 26. Ass. *Poëtum annuae* Gams. Im Norden, am Brunnen.
- + 27. Ass. *Cynodonteto-Lolietum* Soó. An den nördlichen Sandflecken.

J) Ordo. **Onopordetalia** Br.-Bl. et Tx.XIV. Foed. **Onopordion acanthii** Br.-Bl. (Trockene Unkrautgesellschaften).

28. Ass. *Carduo-Onopordetum acanthii* Soó.
Faz. *Onopordum acanthium* (Br.-Bl.) Újvárosi. Am Abhang des westlichen Grenzdammes.

K) Ordo. **Centauretalia cyani** Tx., Lohm. et Prsg.XV. Foed. **Consolido-Eragrostion** Soó et Timár.

29. Ass. *Consolideto-Stachyetum annuae* Timár. Lössunkrautgesellschaften, auf Äckern und Stoppelfeldern.

XVI. Foed. **Matricario-Chenopodion albi** Timár.

- + 30. Ass. *Matricarieto (chamomillae)-Atriplicetum litoralis* Timár. Alkalische Ackerunkrautgesellschaften.

Die 6 Zonationstranssekte stellen 6 charakteristische Beispiele der mannigfaltigen Pflanzengesellschaften des Sees dar.

Die Zonationen des Fehértó (2. Abb.)

- A) 6. Sept. 1951. Entlang des Fischteiches im Norden.
B) 22. Juni 1951. An Ufer des Laichbeckens.
C) 22. Juni 1951. Entlang des Hauptkanals von Algyő, beim Teiche No. IX.
D) 29. Mai 1951. Am Damm an der Südgrenze des Sees.
E) 29. Mai 1951. Ebenda, wie die vorige.
F) 20. Mai 1951. Am Nordteile des Sees.
a) Sandhügel — b) Graben — c) Damm — d) Dammweg — e) Damm, mit Eisenbahnschienen — f) Fischteich — g) Ackerfeld

1. *Myriophylleto-Potametum*, *Potamogeton crispus* CS.
2. *Ranunculetum aquatilis-polyphylli*.
3. *Parvipotameto-Zannichellietum pedicellatae*.
4. *Bolboschoenetum maritimi*, 4a. *Phragmites communis* CS, — 4b. *Eleocharis palustris*



Abb. 2.

- CS. — 4c. *Typha angustifolia* CS. — 4d. *Alisma lanceolatum* CS.
 5. *Dichostyleto-Gnaphalietum*, *Juncus bufonius* fac.
 6. *Crypsidetum aculeatae*, *Chenopodium glaucum* CS.
 7. *Puccinellietum limosae*, — 7a. *Atriplex tatarica* SA.
 8. *Hordeetum hystricis*.
 9. *Camphorosmetum annuae*.
 10. *Agrostideto-Caricetum distantis*, *Agrostis alba* CS. 10a. *Agrostideto-Glycerietum*
poiformis.
 11. *Achilleeto-Festucetum pseudovinae*.
 12. *Bidentetum tripartiti*, *Veronica anagalloides* fac.
 13. *Cynodontetum dactylidis*.
 14. *Matricarieto-Atriplicetum litoralis* Kulturkonsoziation.

LITERATUR

- BÉRCZI, L.: (1941) Adatok Szeged és környékének vízigomba vegetációjához. (Beiträge zur Wasserpilzvegetation von Szeged und Umgebung.) Magy. Biol. Kut. Int. Munk. **13**, Arbeiten des Ung. Biol. Forsch. Inst. **13**, 29—34.
- CZÓGLER, K.: (1935) Adatok a szegedvidéki vizek puhatestű faunájához. (Beiträge zur Fauna der Weichtiere der Gewässer in der Umgebung von Szeged.) Szegedi Baross G. Reálgimn. **80**. Ért. pp. 24+4T+1 Kart., Szeged.
- CSONGOR, GY.: (1954) A Magyar Alföld Leontodonjairól. Die Leontodon-Arten und Formen des Ungarischen Tieflandes. Acta Biol. Univ. Hung. **2**, 211—214.
- FELSZECHY, E.: (1936) A szegedi Fehértó növényzete. (Die Pflanzenwelt des Fehértó in Szeged.) Debr. Szemle, **10**, 129—133.
- GLÜCK, H.: (1936) Die Süßwasserflora Mitteleuropas. 15. pp. 197.
- GYÖRFFY, I.: (1939) Mohateratomák a Nagy Alföldről. (Moos-Teratoma aus der Grossen Ungarischen Tiefebene.) Bot. Közl. **36**, 85—89.
- GYÖRFFY, I.: (1943) Növények elnevezései és a hozzáfűződő szólások Alföldünk népe száján. (Die Namen der Pflanzen und die sich daran knüpfenden Sprüche am Munde des Volkes unseres Alföld.) Nép és Nyelv. **3**, 94—96, 120, 138—140, 158—160, 187—189.
- HERKE, S.: (1933) Az újabb hazai rizstermesztés. (Die neuere heimische Reiskultur.) Köztelek, 529—531.
- HERKE, S.: (1934) A szegedi Fehértó talajviszonyai. (Die Bodenverhältnisse des Fehértó in Szeged.) A Magyar Szikések, 145—165, Budapest.
- HORTOBÁGYI, T.: (1955) The autumnal mass death of Fish in the Fish-Pond of Fehértó near Szeged and the Phytocenosis of the Pond. Acta Bot. Acad. Scient. Hung. **1**, 83—88.
- IRMÉDI-MOLNÁR, L.: (1929) A szegedi Fehértó. (Der Fehértó bei Szeged.) Szegedi Alföldkutató Bizottság Könyvtára. **8**, pp. Szeged.
- KÁRPÁTI, I.: (1948) A szikes vidék virágos kertjei. I. (Der Blumengarten des Alkaligebietes.) Virágkedvelők Lapja, Jún. pp. 2.
- KÁRPÁTI, I.: (1950) Kultúrhatás a természetes táj vegetációjára. Szegedi Fehértó. Effets de la culture pour la végétation d'un paysage naturel. Fehértó près Szeged. Ann. Biol. Univ. Szegediensis. **1**, 65—72. Szeged.
- LÁNYI, B.: (1915) Csongrád megye flórájának előmunkálatai. (Vorarbeiten zur Flora des Csongráder Comitatus.) Magy. Bot. Lap. **13**, 232—274.
- RAPAICS, R.: (1927) A szegedi és csongrádi sós és szikes talajok növénytársulásai. (Die Pflanzengesellschaften der Salz- und Szikböden von Szeged und Csongrád.) Bot. Közl. **24**, 12—29, (4).
- Soó, R.: (1927) Beiträge zu einer kritischen Adventivflora des historischen Ungarns. Bot. Arch. **19**, 349—361.
- Soó, R.: (1949) Les associations végétales de la Moyenne-Transylvanie. II. Acta Geobot. Hung. **2**, 3—107.
- Soó, R.: (1947) Revue systématique des associations végétales des environs de Kolozsvár. Acta Geobot. Hung. **6**, 3—50.
- Soó, R.: (1947) Conspectus des groupements végétaux dans les Bassins Carpathiques I. Les associations halophiles. pp. 60. Debrecen.
- Soó, R.—MÁTHÉ, I.: (1938) A Tiszántúl flórája. Magyar flóraművek. II.—Flora planitieii Hungariae Transtibiscensis. pp. 192, Debrecen.

21. Soó, R.—JÁVORKA, S. : (1951) A Magyar Növényvilág Kézikönyve. (Handbuch der ungarischen Pflanzenwelt.) I—II, XLVI + 1120 + 1 Tab. Budapest.
22. Soó, R.—ZÓLYOMI, B. : (1951) A növényföldrajzi térképezési tanfolyam jegyzete. (Kurs zur pflanzengeographischen Kartierung. Als Manusk. gedruckt.) 186, Vácrátót—Budapest.
23. SZABADOS, M. : (1949) A Fehértó Volvocales és Flagellata vegetációja. — The vegetation of Volvocales and Flagellata of Fehértó near Szeged. Hydr. Közl. **29**. 212—219, 253.
24. SZABADOS, M. : (1950) Vízvirágzás Szeged környékén. Water flowering in the neighbourhood of Szeged. Hydr. Közl. **30**. 200—202, 239.
25. SZABADOS, M. : (1950) Adatok az Euglena granulata (Klebs) Lemm. fejlődéséhez. (Beiträge zur Entwicklung der Euglena granulata (Klebs) Lemm.) Ann. Biol. Univ. Szegediensis, **1**. 111—116.
26. TIMÁR, L. : (1954) Egyéves növénytársulások a Szeged-környéki szikesek iszapján. I. (Eingjährige Pflanzengesellschaften auf dem Schlamm der Alkaliböden in der Umgebung von Szeged.) Ann. Biol. Univ. Hung. **2**. 311—321.
27. TIMÁR, L. : (1954) Adatok a Tiszántúl (Crisicum) flórájához. (Angaben zur Flora des Gebietes jenseits der Theiss.) Ann. Biol. Univ. Hung. **2**. 491—499.
28. UBRIZSY, G. : (1950) Les associations de mauvaises herbes rudérales de la Hongrie, en égard aux rapports agricoles. Mezőg. Tud. Közl. **1**. 87—128.
29. ZSÁK, Z. : (1941) Florisztikai adatok a hazai növényvilág ismeretéhez. (Floristische Beiträge zur Kenntnis der Flora von Ungarn.) Bot. Közl. **33**. 24—28.
30. MÁTHÉ, I.—VINCZEFFY, I.—PRÉCSÉNYI, I. : (1953) A szarvaskerepről (*Lotus corniculatus* L.), különös tekintettel társulási és társítási viszonyaira. (Der gemeine Hornklee (*Lotus corniculatus* L.) mit besonderer Hinsicht auf sein Verhalten in natürlichen und künstlichen Assoziationen.) Növénytermelés, **2**. Sep. pp. 26.

DONNÉES SUR LES LEVURES DE FLEURS RÉPANDUES EN HONGRIE

Par

Mme GY. VÖRÖS—FELKAI

ÉCOLE SUPÉRIEUR D'HORTICULTURE ET DE VITICULTURE, DÉPARTEMENT D'ŒNOLOGIE, BUDAPEST

(Reçu le 16 février, 1957)

Déjà en 1913 l'ouvrage de REUKAUF intitulé die «Kleine Welt» publiait des données sur les levures de nectar des fleurs. GRÜSS, comme premier, a étudié en détail la morphologie et la physiologie de cette levure qu'il a nommée *Anthomyces reukaufii* [3, 4]. SYDOW et SCHOLLHORN ont décrit ce même champignon sous le nom de *Nectaromyces* [14, 15] et plus tard NADSON et KRASSILNIKOV puis CIFERRI et REDAELLI se sont occupés de sa place taxonomique [13, 1]. LODDER, dans son travail de taxonomie paru en 1952, range ce champignon — connu jusqu'ici sous le nom d'*Anthomyces reukaufii* — dans le genre *Candida* [9, 10], donc le nom accepté de ce champignon est devenu *Candida reukaufii* (Grüss) Did. et Lod. Les différents auteurs ont — sur la base de la littérature — isolé du nectar des fleurs les espèces de levure suivantes :

Candida reukaufii (Grüss) Diddens et Lodder

Syn. : *Anthomyces reukaufii* Grüss

Nectaromyces reukaufii (Grüss) H. et P. Syd.

Nectaromyces crutiatus Schoellhorn

Candida parapsilosis (Ashf.) Lang et Talice

Syn. : *Anthomyces alpinus* Grüss

Candida melibiosis Lodder et Kreger

Syn. : *Microanthomyces alpinus* Grüss

Sporobolomyces roseus Kluyver et v. Niel

Syn. : *Anthomyces ruber* Grüss

Pour isoler les levures qui vivent dans le nectar des fleurs nous avons employé — avec une petite modification — les méthodes appliquées par SCHOELLHORN, NADSON—KRASSILNIKOV et d'autres auteurs [13, 14]. Nous avons, dans les habitats des fleurs, aspiré le nectar au moyen d'une pipette stérile formée d'un tube capillaire en verre et nous l'avons aussitôt injecté dans de l'agar malté à 10%. La quantité de nectar était extrêmement variable. Nous avons examiné le nectar des fleurs rassemblées sous le microscope aussi.

Les colonies de levure se développant du nectar étaient — à l'exception de quelques cas — des colonies pures. A partir des colonies mixtes nous avons préparé par dissémination sur une plaque d'agar, des colonies pures.

L'identification des levures isolées du nectar des fleurs a été effectué selon les méthodes de LODDER—KREGER—VAN RIJ décrites dans leur ouvrage intitulé «The Yeasts» [11].

Les examens morphologiques étaient les suivants :

1. Examen de la formation d'*Ascospores* sur agar GORODKOVA et dans la solution nutritive d'ADAMS.

2. Examen de la forme et dimensions des cellules et de la formation de la pellicule dans un extrait de malte à 15%.

3. Examen de la multiplication végétative des levures sur de l'agar de pomme de terre et dextrose.

4. Examen d'une colonie géante sur de l'agar malté à 10%.

5. Culture dans une solution de miel à 10%. Les examens physiologiques effectués étaient les suivants :

1. Examens de fermentation dans un extrait de levure contenant 2% de sucre.

2. Examen d'assimilation de sucre au moyen de la méthode auxonographique.

3. Examen d'assimilation de nitrate au moyen de la méthode auxonographique.

4. Emploi de l'alcool éthylique comme unique source de carbone.

Nous avons rassemblé le nectar des fleurs depuis août 1954 jusqu'au même mois de 1955. Les résultats de nos travaux pour isoler et recueillir les levures de fleur sont représentés dans le Tableau I, contenant l'énumération des plantes appartenant à différentes familles et des espèces de levure isolées de chaque fleur. Ce tableau montre que nous avons rassemblé le nectar de 102 espèces de fleurs et essayé d'en cultiver des levures.

Les plantes de serre désignées dans le tableau par un astérisque se sont dans tous les cas avérées stériles. Nous avons réussi sur 102 espèces de fleurs à isoler des levures de 18 espèces. Dans le nectar des fleurs nous avons presque toujours rencontré *Candida reukaufii* connue sous le nom de «levure de nectar».

Les levures isolées au cours de nos récoltes appartiennent aux levures non sporuligères, donc à la famille des *Cryptococcaceae*. Les levures des fleurs décrites jusqu'à présent dans la littérature, peuvent aussi être rangées dans cette famille, à l'exception de *Sporobolomyces roseus*, qui forme des ballistospores.

On peut voir dans le tableau que la levure se rencontre le plus souvent dans les familles *Labiatae* et *Scrophulariaceae*. Ces fleurs sont des membres importants du «pâturage» des abeilles. La littérature traitant des levures de nectar se réfère aussi à ces familles. Nous avons en outre constaté qu'il y avait certaines espèces de plantes (*Antirrhinum majus* et *Tunica saxifraga*), dans lesquelles nous avons pu cultiver deux à trois espèces de levure, tandis que dans le nectar de la majeure partie des fleurs nous n'avons pas réussi à isoler une seule espèce de levure.

Dans la littérature il n'existe aucune donnée en ce qui concerne le rôle de la levure dans le nectar des fleurs. Ces espèces ne se rencontrent pas en masse dans le nectar, il semble qu'elles s'y multiplient peu et qu'elles n'y exercent aucune fonction vitale importante. Cependant le fait que la vie de la levure de nectar nommée *Candida reukaufii* connue depuis très longtemps, est en relation avec le nectar, est prouvé par son abondance dans les fleurs.

Déjà GRÜSS, en examinant la morphologie des fleurs, émet l'idée que *Candida reukaufii* s'accroche au sucoir des abeilles puisant le nectar et est ensuite répandue par celles-ci de fleur en fleur [3, 4]. Selon GRÜSS et d'autres auteurs *Candida reukaufii* hiverne dans le conduit intestinal des abeilles et des bourdons. Dans les années quarante, GOETZE a examiné la flore intestinale des abeilles et a observé [2] que le champignon se trouve d'ordinaire dans la trompe et dans le gros intestin des abeilles, tandis qu'elle se rencontre très rarement dans les sections intestinales intermédiaires. Selon GOETZE, les abeilles desquelles on a isolé de la levure de fleur sont plus saines, elles supportent mieux l'hivernage et sont résistantes vis-à-vis de l'infection de *Nosema bombicis*. Cependant dans son article, GOETZE n'appuie pas ses allégations par des données expérimentales.

Nous avons aussi examiné le système intestinal des abeilles, mais jusqu'à présent nous n'avons pas réussi à en isoler cette espèce de levure.

Les examens de KLEIN et MÜLLER nous renseignent sur le troisième habitat de *Candida reukaufii* [7]. Ces auteurs l'ont isolée de la flore intestinale de ruminants et d'après leurs expériences effectuées in vivo, en compagnie d'autres microorganismes ces levures synthétisent la protéine à partir de mélanges d'azote non protéiniques. Ces auteurs supposent que, dans les intestins des abeilles, il existe un rapport du même genre qu'ils dénomment «symbiose zymogène». KLEIN et MÜLLER ont, dans des expériences suivies, élevé des brebis en leur donnant un fourrage azoté, exempt de protéine. À la ration quotidienne de fourrage d'une partie des brebis on a mélangé une culture pure de *Candida reukaufii*. Pendant quatre ans et demi les brebis ont mangé de bon appétit, leur poids a augmenté, leurs fonctions vitales étaient normales, tandis que celles dont la nourriture était dépourvue de culture de levure n'avaient pas d'appétit et maigrissaient. La quantité de protéine obtenue a été déterminée à partir des produits de sécrétion (excréments, urine, lait).

Les expériences de laboratoire effectuées par MARTIN en 1953 [12] prouvent l'excellent pouvoir qu'a le champignon de synthétiser la protéine. En examinant la fermentation du glucose du champignon, il a observé que les souches bons ferments sont également de bons synthétiseurs de protéine, tandis qu'elles produisent peu de graisse. Par contre les souches accusant une forte production de graisse sont de mauvais ferments et synthétisent mal la protéine. MARTIN a mesuré, à partir de la matière sèche de levure, la quantité de protéine et de graisse produites et en a déduit le degré de la synthèse. Le milieu nutritif contenait du carbamide comme source d'azote, ce qui confirme les assertions de KLEIN et MÜLLER, selon lesquelles le champignon produit de la protéine à partir de mélanges non protéiniques. Selon les expériences ultérieures de MARTIN, le champignon ne s'accroît pas en l'absence de certaines vitamines. Il est démontré que dans la matière sèche de levure l'accroissement de la quantité de protéine est proportionnel à l'élévation de la concentration de la biotine.

La forte production de graisse de *Candida reukaufii* est connue depuis longtemps. Les gouttes de graisse consistant en acides gras neutres se trouvent principalement dans les clamidospores. Selon MARTIN, les souches qui fermentent mal, et se distinguent par leur forte production de graisse se rencontrent surtout sous formes à clamidospores.

Les levures de fleur sont donc répandues par les abeilles et les bourdons; fait confirmé par la stérilité des plantes de serre, celles-ci n'étant pas visitées par les insectes. Les levures de nectar pénètrent avec les fleurs dans les intestins des animaux au pâturage et là elles accomplissent le processus utile supposé plus haut.

Ci-dessous nous donnons une brève description des différentes espèces de levures isolées du nectar des fleurs.

Candida reukaufii (Grüss) Diddens et Lodder

Isolée des fleurs de *Cytisus procumbens*, *Anchusa officinalis*, *Prunella vulgaris*, *Phlomis tuberosa*, *Ballota nigra*, *Nicotiana tabacum*, *Linaria vulgaris*, *Linaria genistifolia*, *Antirrhinum majus*, *Viola alba* et *Campanula trachelium*. Grandeur des cellules : $3,5$ à $5,7 \times 7$, 2 à $11,5 \mu$. Les clamidospores germés produisent des cellules ovales, allongées (fig. 1), ces cellules constituent un pseudomycélium. Si la cellule mère commence à bourgeonner en deux directions en même temps sur un pôle, une forme en croix ou en aéroplane prend naissance : caractéristique de *Candida reukaufii*. L'évolution de la forme en croix peut être provoquée par un milieu nutritif d'une haute concentration en sucre et d'une basse concentration en azote (p. ex. solution de miel). Dans un extrait de malte au bout d'un mois elle forme un anneau.

Fait seulement fermenter le glucose.

Assimilation de sucre : glucose + maltose + galactose + lactose — saccharose +

N'assimile pas le nitrate, n'utilise pas l'alcool éthylique.

Candida rugosa (Andersson) Diddens et Lodder

Nous l'avons isolée des fleurs de *Viola alba*. Forme des cellules : ovale. Dimensions : $4,8$ à $11,5 \times 3$ à $3,5 \mu$. Dans un extrait de malte elle forme une membrane et un anneau. Produit du pseudomycélium duquel se détachent des blastospores ronds.

Fermentation de sucre : —

Assimilation de sucre : glucose + maltose — galactose + lactose — saccharose —

N'assimile pas le nitrate, s'accroît faiblement sur alcool.



Fig. 1. *Candida reukaufii*. Grossi 1800 fois



Fig. 2. *Candida reukaufii* forme «aéroplane». Grossi 1200 fois.

***Torulopsis gropengiesseri* (Harrison) Lodder**

Nous l'avons isolé du nectar de *Salvia pratensis*. Forme des cellules : ovale. Dimensions : $3,2 \text{ à } 5 \times 2-3 \mu$. Ne produit pas de pseudomycélium, sur un extrait de malte elle forme un anneau au bout d'un mois.

Fermentation de sucre : glucose + maltose — galactose \pm lactose — saccharose +

Assimilation de sucre : glucose + maltose — galactose + lactose — saccharose +

N'assimile pas le nitrate, ne s'accroît pas sur l'alcool.

***Torulopsis bacillarias* (Kroemer et Krumholz) Lodder**

Nous l'avons isolée de la fleur d'*Adonis vernalis*. Forme des cellules : arrondie ou un peu ovale. Se retrouve souvent en chaînes. Dimensions : $2 \text{ à } 4 \times 3,5 \text{ à } 5,5 \mu$. Forme une membrane dans l'extrait de malte.

Fermentation de sucre : glucose + maltose — galactose + lactose — saccharose +

Assimilation de sucre : glucose + maltose — galactose — lactose — saccharose +

N'assimile pas le nitrate, ne s'accroît pas sur l'alcool.

***Torulopsis jamata* (Harrison) Lodder et Kreger**

Nous l'avons isolée de la fleur d'*Antirrhinum majus*. Forme des cellules : circulaire ou ovale. Dimensions : $2,5 \text{ à } 5,5 \times 3,5 \text{ à } 7 \mu$. Au bout d'un mois montre une formation d'anneau et de membrane. Ne produit pas de pseudomycélium.

Fermentation de sucre : —

Assimilation de sucre : glucose + maltose + galactose + lactose — saccharose +

N'assimile pas le nitrate, ne s'accroît pas sur l'alcool.

***Torulopsis candida* (Saito) Lodder**

Nous l'avons isolée des fleurs de *Ranunculus* sp., *Viburnum lantana* et *Melampyrum nemorosum*. Dimensions des cellules : $4 \text{ à } 6,2 \times 8 \text{ à } 5 \mu$. Forme arrondie ou un peu ovale avec une ou deux gouttes d'huile. Au bout d'un mois elle forme un anneau et une membrane. Ne produit pas de pseudomycélium.

Fermentation de sucre : —

Assimilation de sucre (fig. 3) : glucose + maltose + galactose + lactose + saccharose +

N'assimile pas le nitrate, s'accroît faiblement dans l'alcool éthylique.

***Kloeckera appiculata* (Rees em. Klöcker) Jancke**

Nous l'avons isolée des fleurs de *Tunica saxifragae*. MOLLISCH l'a isolée de l'éperon d'*Aconitum variegatum* L. Cellules en forme de citron, arrondies ou ovales, sont de $5,2 \text{ à } 7 \times 2,2 \mu$. Au bout d'un mois la formation d'une membrane est perceptible. Ne produit pas de pseudomycélium, ne fait fermenter que le glucose et n'assimile que ce sucre. N'utilise pas de nitrate, ne s'accroît pas dans l'alcool éthylique.

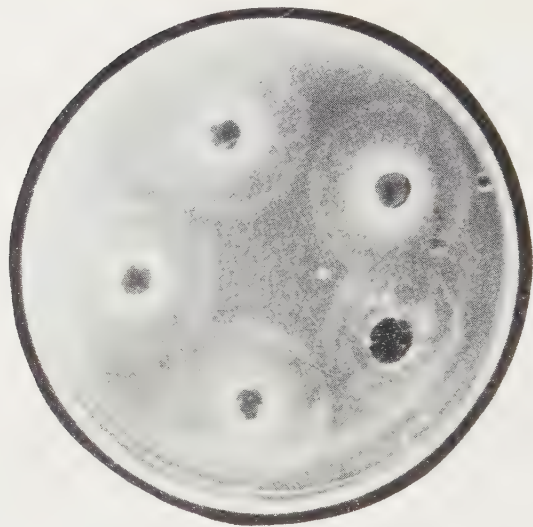


Fig. 3. Torulopsis candida. Auxonogramme de l'assimilation de sucre. Grossi 0,6 fois

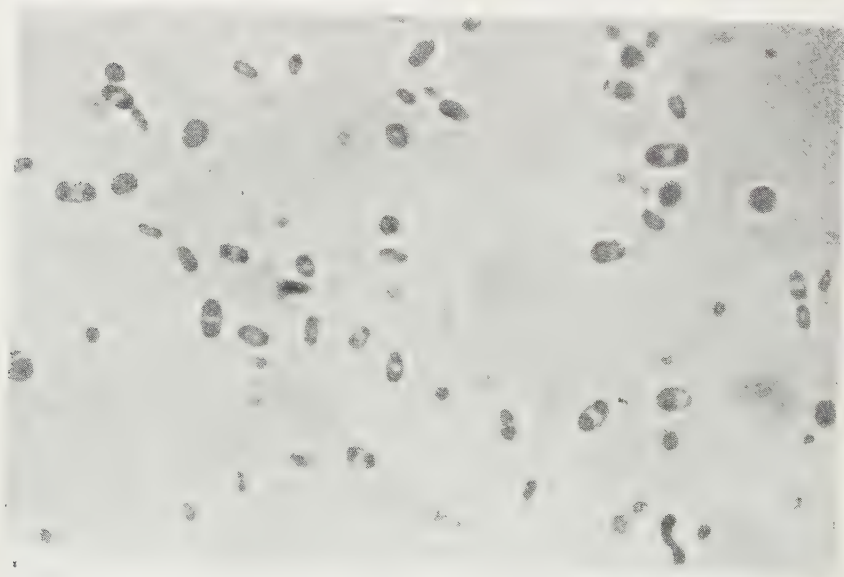


Fig. 4. Rhodotorula mucillaginosa. Grossi 1000 fois

***Rhodotorula mucillaginosa* (Jörg.) Harrison**

Nous l'avons isolée des fleurs de *Tunica saxifraga* (fig. 4). Forme des cellules : ovale. Dimensions : 4 à 6,5 \times 4 à 2,5 μ . Présente une certaine pigmentation. Au bout d'un mois forme un anneau étroit. Produit un pseudomycélium rudimentaire.

Fermentation de sucre : —

Assimilation de sucre : glucose + maltose + galactose + lactose — saccharose +

N'assimile pas de nitrate, utilise faiblement l'alcool éthylique.

***Rhodotorula minuta* (Saito) Harrison**

Nous l'avons isolée des fleurs d'*Antirrhinum majus*. Forme des cellules : ovale. Dimensions : 5 à 3,5 \times 3 à 2 μ . Présente une certaine pigmentation. Au bout d'un mois forme un anneau étroit. Produit du pseudomycélium rudimentaire.

Fermentation de sucre : —

Assimilation de sucre : glucose + maltose — galactose + lactose — saccharose +

N'assimile pas le nitrate, utilise faiblement l'alcool éthylique.

Tableau I

1. Ranunculaceae	<i>Paeonia</i> sp.	
2. Ranunculaceae	<i>Isopyrum thalictroides</i> L.	
3. Ranunculaceae	<i>Consolida regalis</i> S. F. Gray	
4. Ranunculaceae	<i>Pulsatilla grandis</i> Wender.	
5. Ranunculaceae	<i>Ranunculus</i> sp.	<i>Torulopsis candida</i>
6. Ranunculaceae	<i>Ranunculus ficaria</i> L.	
7. Ranunculaceae	<i>Ranunculus acer</i> L.	
8. Ranunculaceae	<i>Adonis vernalis</i> L.	<i>Torulopsis bacillaris</i>
9. Berberidaceae	<i>Mahonia aquifolium</i> Nutt.	
10. Nymphaeaceae	<i>Nymphaea alba</i> L.	
11. Rosaceae	<i>Chaenomeles japonica</i> (Thbg.) Lindl.	
12. Rosaceae	<i>Pyrus sativa</i> Lam. et DC.	
13. Rosaceae	<i>Malus pumila</i> Mill.	
14. Rosaceae	<i>Crataegus</i> sp.	
15. Rosaceae	<i>Fragaria vesca</i> L.	
16. Rosaceae	<i>Prunus armeniaca</i> L.	
17. Rosaceae	<i>Prunus amygdalus</i> Batsch.	
18. Rosaceae	<i>Prunus persica</i> (L) Batsch.	
19. Rosaceae	<i>Prunus avium</i> L.	
20. Rosaceae	<i>Prunus cerasus</i> L.	
21. Crassulaceae	<i>Sedum acre</i> L.	
*22. Crassulaceae	<i>Kalanchoë globulifera</i> H. Perrier	
23. Saxifragaceae	<i>Saxifraga aizoon</i> Jacq.	
24. Saxifragaceae	<i>Philadelphus coronarius</i> L.	
25. Leguminosae	<i>Laburnum watereri</i> Dipp.	
26. Leguminosae	<i>Cytisus procumbens</i> (W. et K.) Spr.	<i>Candida reukaufii</i>
27. Leguminosae	<i>Trifolium hybridum</i> L.	
28. Leguminosae	<i>Lotus corniculatus</i> L.	
29. Leguminosae	<i>Robinia pseudo-acacia</i> L.	

- | | | |
|----------------------|---|----------------------------------|
| 30. Leguminosae | <i>Coronilla emerus</i> L. | |
| 31. Leguminosae | <i>Onobrychis viciaefolia</i> Scop. | |
| 32. Leguminosae | <i>Lathyrus hirsutus</i> L. | |
| 33. Onagraceae | <i>Oenothera speciosa</i> Nutt. | |
| 34. Polygalaceae | <i>Polygala comosa</i> Schk. | |
| 35. Hippocastanaceae | <i>Aesculus carnea</i> Hayne | |
| 36. Caprifoliaceae | <i>Viburnum lantana</i> L. | <i>Torulopsis candida</i> |
| 37. Caprifoliaceae | <i>Loniceria tatarica</i> L. | |
| 38. Valerianaceae | <i>Kentranthus ruber</i> (L.) DC. | |
| *39. Malvaceae | <i>Abutilon striatum</i> Dicks. | |
| 40. Geraniaceae | <i>Erodium cicutarium</i> (L.) L'Hérit. | |
| 41. Geraniaceae | <i>Erodium ciconium</i> (Jusl.) Ait. | |
| 42. Oleaceae | <i>Forsythia suspensa</i> (Thbg.) Vahl | |
| 43. Oleaceae | <i>Syringa vulgaris</i> L. | |
| 44. Apocynaceae | <i>Vinca minor</i> L. | |
| 45. Convolvulaceae | <i>Convolvulus arvensis</i> L. | |
| 46. Boraginaceae | <i>Symphytum asperum</i> Lepech. | |
| 47. Boraginaceae | <i>Anchusa italica</i> Retz. | |
| 48. Boraginaceae | <i>Anchusa officinalis</i> L. | <i>Candida reukaufii</i> |
| 49. Boraginaceae | <i>Pulmonaria officinalis</i> L. | |
| 50. Boraginaceae | <i>Myosotis arvensis</i> (L.) Hill. | |
| 51. Boraginaceae | <i>Echium vulgare</i> L. | |
| 52. Labiatae | <i>Lavandula officinalis</i> Chaix | |
| 53. Labiatae | <i>Prunella vulgaris</i> L. | <i>Candida reukaufii</i> |
| 54. Labiatae | <i>Phlomis tuberosa</i> L. | <i>Candida reukaufii</i> |
| 55. Labiatae | <i>Lamium purpureum</i> L. | |
| 56. Labiatae | <i>Ballota nigra</i> L. | <i>Candida reukaufii</i> |
| 57. Labiatae | <i>Salvia nemorosa</i> L. | |
| 58. Labiatae | <i>Salvia pratensis</i> L. | <i>Torulopsis gropengiesseri</i> |
| 59. Labiatae | <i>Thymus</i> sp. | |
| 60. Solanaceae | <i>Atropa belladonna</i> L. | |
| 61. Solanaceae | <i>Nicotiana tabacum</i> L. | <i>Candida reukaufii</i> |
| 62. Scrophulariaceae | <i>Verbascum phoeniceum</i> L. | |
| 63. Scrophulariaceae | <i>Linari genistifolia</i> (L.) Mill. | <i>Candida reukaufii</i> |
| 64. Scrophulariaceae | <i>Linaria vulgaris</i> Mill. | <i>Candida reukaufii</i> |
| 65. Scrophulariaceae | <i>Antirrhinum majus</i> L. | <i>Candida reukaufii</i> |
| | | <i>Rhodotorula minuta</i> |
| | | <i>Torulopsis famata</i> |
| 66. Scrophulariaceae | <i>Veronica prostrata</i> L. | |
| 67. Scrophulariaceae | <i>Melampyrum nemorosum</i> L. | <i>Torulopsis candida</i> |
| 68. Bignoniaceae | <i>Catalpa speciosa</i> Warder | |
| 69. Papaveraceae | <i>Chelidonium majus</i> L. | |
| 70. Papaveraceae | <i>Papaver rhoeas</i> L. | |
| 71. Papaveraceae | <i>Papaver somniferum</i> L. | |
| 72. Papaveraceae | <i>Corydalis cava</i> (L.) Schw. et K. | |
| 73. Papaveraceae | <i>Corydalis solida</i> (L.) Swartz | |
| 74. Cruciferae | <i>Biscutella laevigata</i> L. | |
| 75. Cruciferae | <i>Matthiola incana</i> (L.) R. Br. | |
| 76. Cruciferae | <i>Alyssum montanum</i> L. | |
| 77. Cruciferae | <i>Sisymbrium officinale</i> (L.) Scop. | |
| 78. Violaceae | <i>Viola alba</i> Bess. | <i>Candida reukaufii</i> |
| 79. Violaceae | <i>Viola odorata</i> L. | |
| 80. Violaceae | <i>Viola tricolor</i> L. | <i>Candida rugosa</i> |
| 81. Campanulaceae | <i>Campanula trachelium</i> L. | <i>Candida reukaufii</i> |
| 82. Campanulaceae | <i>Campanula</i> sp. | |
| 83. Compositae | <i>Bellis perennis</i> L. | |
| 84. Compositae | <i>Senecio cruentus</i> (Masson) DC. | |
| 85. Compositae | <i>Centaurea cyanus</i> L. | |
| 86. Compositae | <i>Taraxacum laevigatum</i> (Willd.) DC. | |
| 87. Caryophyllaceae | <i>Viscaria vulgaris</i> Bernh. | |
| 88. Caryophyllaceae | <i>Melandrium album</i> (Mill.) Gareke | |
| 89. Caryophyllaceae | <i>Tunica saxifraga</i> (L.) Scop. | <i>Rhodotorula mucillaginosa</i> |
| | | <i>Kloeckera appiculata</i> |

*90. <i>Caryophyllaceae</i>	<i>Dianthus caryophyllus</i> L.
91. <i>Caryophyllaceae</i>	<i>Arenaria biebersteinii</i> Schlecht.
*92. <i>Cactaceae</i>	<i>Mamillaria pusilla</i> P. DC.
*93. <i>Primulaceae</i>	<i>Primula veris</i> L. em. Huds.
94. <i>Primulaceae</i>	<i>Cyclamen persicum</i> Mill.
95. <i>Liliaceae</i>	<i>Colchicum autumnale</i> L.
96. <i>Liliaceae</i>	<i>Hyacinthus</i> sp.
97. <i>Liliaceae</i>	<i>Yucca karlsruhensis</i> Graeberer
98. <i>Liliaceae</i>	<i>Convallaria majalis</i> L.
*99. <i>Amaryllidaceae</i>	<i>Agapanthus umbellatus</i> L'Hérit
100. <i>Iridaceae</i>	<i>Iris pseudacorus</i> L.
101. <i>Orchidaceae</i>	<i>Orchis morio</i> L.
102. <i>Orchidaceae</i>	<i>Orchis militaris</i> L.

* plantes de serre

RÉSUMÉ

Nous avons donc examiné 102 espèces de fleurs afin d'observer si la fleur ou son nectar ne contient pas une espèce quelconque de levure. Dans 11 cas sur 18 j'ai isolé la levure *Candida reukauffii* connue sous le nom de levure de nectar, et dans 8 cas d'autres espèces de levures non sporuligères. Le nectar récolté dans les fleurs des plantes de serre était dans tous les cas stérile. L'habitat le plus fréquent des levures a été observé dans les familles de plantes *Labiatae* et *Scrophulariaceae*.

LITTÉRATURE

- CIFFERI, R.—REDAELLI, P. : (1929) Studies on the Torulopsidaceae. Ann. Mycol. **27**, 243.
- GOETZE, : (1942) Die Bienen sind nützlicher als wir wussten! Deutscher Bienenführer **16**, p. 125—126.
- GRÜSS, J. : (1917—18) Die Anpassung eines Pilzes (*Anthomyces Reukauffii*) an den Blütenbau und den Bienenrüssel. Ber. deut. botan. Gesell. **35**, p. 746.
- GRÜSS, J. : (1926) Genetische und gärungsphysiologische Untersuchung an Nectarhefen. Jahrb. wiss. Botan. **66**, p. 109.
- HAUPTMANN, F. : (1924) Über die Nectarhefe *Anthomyces Reukauffii*. Arch. Protistenk. **48**, p. 213.
- HOPF, M. : (1950) Untersuchungen über die natürliche Mikroflora des Bodens. Arch. für Mikrobiol. **14**, p. 661.
- KLEIN,—MÜLLER : (1941) Das Eiweisminimum, die zymogene Symbiose, und die Erzeugung von Mikrobeneiweis im Pausen aus Stickstoffverbindungen nicht eiweisartige Natur. VIII. Zeitschr. für Tierzüchtung und Züchtungsbiologie **48**, p. 255—276.
- LENGYEL, G. : (1943) Méhek és virágok. Budapest.
- LINDNER, P. : (1920) Zur Verflüchtigung des Biosbegriffes. Zlb. Bacter. II. **51**, p. 143.
- LODDER, J. : (1934) Die anascosporogenen Hefen. Amsterdam.
- LODDER, J.—KREGER VAN RIJ N. J. W. : (1952) The Yeasts. Amsterdam.
- MARTIN : (1954) Beitrag zur Kenntnis der Morphologie und Physiologie der Nectarhefe *Candida Reukauffii* (Grüss) Diddens et Lodder. Arch. für Mikrobiol. **20**, p. 141—162.
- NADSON, G. A.—KRASSILNIKOV, N. A. : (1927) La levure du nectar des fleurs : *Anthomyces Reukauffii* Gruess. Trans. Brit. Myc. Soc. **43**.
- RIPEL—BALDES, A. : (1952) Grundriss der Mikrobiologie. Berlin.
- SCHOELLHORN, C. : (1919) Sur la fermentation de quelques levures des nectars des plantes d'hiver. Bull. soc. botan. Genève, **II**, p. 176.
- SYDOW, H.—SYDOW, P. : (1918) Mykologische Mitteilungen. Ann. Mycol. **16**, p. 240.

DER TATARENAHORN-EICHEN-LÖSSWALD DER ZONALEN WALDSTEPPE

(ACERETO TATARICI—QUERCETUM)

Von

B. ZÓLYOMI

KORRESP. MITGLIED D. UNGARISCHEN AKADEMIE D. WISSENSCHAFTEN
BOTANISCHE ABTEILUNG DES NATURHISTORISCHEN MUSEUMS, BUDAPEST

(Eingegangen am 29. V. 1957)

Bei dem Entwurf einer neuen rekonstruierten Vegetationskarte Ungarns, im Massstab 1 : 1 000 000 stiess ich auf die grössten Schwierigkeiten, als ich die natürlichen zonalen Vegetationseinheiten der Lösslandschaften des Waldsteppengebietes der Grossen Ungarischen Tiefebene (Alföld) festzustellen versuchte (vergl. ZÓLYOMI 1956). Moderne pflanzenzonologische Untersuchungen über die Sand- und Auenwälder des Alföld sind in genügender Zahl vorhanden (Soó und Mitarbeiter, Literatur s. Soó 1950), während über die Lösswälder der Tiefebene — die Randgebiete mitinbegriffen — bisher nur ganz allgemein gehaltene Äusserungen zu finden sind (die veralkalisierten Wälder ausgenommen, MÁTHÉ, s. unten). Die fruchtbarsten Tschernosem- und degradierten Tschernosem-Böden der weiten Lössrücken sind hier ihrer natürlichen Pflanzendecke schon in frühhistorischen Zeiten längst beraubt und dienen als Schatzkammer der Landwirtschaft. Die letzten Überbleibsel der ursprünglichen Flora und Vegetation sind meistens in stark ruderalisierten kleinen Fragmenten zu finden (besonders an Wegrainen oder Orts- bzw. Komitatsgrenzen, auf prae-historischen Erdhügeln).

Im Jahre 1955, anschliessend an die Vegetationskartierungs-Arbeit im Bükk-Gebirge, ist es nun gelungen in der lössbedeckten Randlandschaft (»Bükkalja«) des nördlichen Mittell-Theiss-Gebietes (»Középső Tiszavidék« s. ZÓLYOMI 1944) der Tiefebene einen wohl kaum noch anderswo in relativ so ursprünglichem Zustand befindlichen Löss-Steppenwald bei Kerecsend mit meinen Mitarbeitern zu finden* (zufälligerweise wurde dieser Wald bisher von keinem Bota-

* Von den gefundenen Arten waren bisher die folgenden im ganzen Mittel-Theissgebiet (Crisicum) unbekannt, bzw. nur subspontan angegeben: *Cytisus procumbens* (neu für die Flora der ganzen Tiefebene, bzw. Eupannonicum), *Trifolium rubens*, *Lathyrus pannonicus* ssp. *collinus* (neu für die Flora der ganzen Tiefebene), *Euonymus verrucosus*, *Geranium sanguineum*, *Vinca minor*, *Verbascum speciosum* (adventiv), *Campanula cervicaria*, *C. persicifolia*, *Quercus petraea*, Qu. *pubescens*, *Muscari botryoides*, *Iris graminea*, *Carex michelii*, *C. montana*, *Festuca heterophylla*, *Danthonia provincialis* (neu für die Flora der ganzen Tiefebene). Ferner sind vom Kerecsender-Wald noch zu erwähnen: *Hypochoeris maculata*, *Arenaria micradenia*, *Polygonatum odoratum*, *Doronicum hungaricum* (alle auch bei Mezőcsát bzw. Sajólad mit *Melittis melissophyllum*, *Anthriscum orontium*, *Anthericum ramosum*, vergl. UJVÁROSI 1941, bei Soó -JÁVORKA 1951 sind diese Angaben nachzutragen). Den Forstingenieuren Gy. BÁNKY u. P. ERCSÉNYI möchte ich auch an dieser Stelle meinen innigsten Dank aussprechen.

niker betreten). Bei der zöologischen Bearbeitung hat sich klargestellt, dass diese Assoziation mit keiner der bisher bei uns beschriebenen zu identifizieren ist. Vergleichende Literatur- und Feldstudien (bis Süd-Dobrudscha in Bulgarien, im Jahre 1956) haben ergeben, dass es sich um einen Vertreter der Süd-osteuropäischen Steppenwald-Assoziationsgruppe handelt. Die verschiedenen geographischen Assoziationen dieser Wälder sind in der Waldsteppenzone vorwiegend zonale Plakorwälder auf Löss, meist auf degradiertem Tschernosem, seltener auf Tschernosem und grauen Waldböden. Sie sind geobotanisch und waldtypologisch besonders in der Sowjetunion gut beschrieben und charakterisiert (Platzmangels wegen muss auf einen Literaturhinweis verzichtet werden, zur Orientierung s. ALJECHIN 1951, GAMS 1943, KELLER 1927, SOTSCHAWA 1954, WOROWJOW 1953). Es stehen aber bisher nur wenige und z. T. fragmentarische, sich auf die mitteleuropäische, BRAUN-BLANQUET'sche Methode stützende Aufnahmen und Beschreibungen zur Verfügung. Durch vergleichende Revision und Umarbeitung des letztgenannten Materials gebe ich einen kurzgefassten Überblick der südwestlichen, z. T. auch submediterran getönten Assoziationen dieser europäisch-kontinentalen, genauer pontisch-pannonischen Gruppe. Zum Vergleich dient ein herausgerissenes Beispiel aus der Mittleren-Waldsteppenzone der SSSR.

Vorerst muss aber ein kurzes, anschauliches Bild über dem Wald von Kerecsend, im nördlichen Randgebiet der Grossen Ungarischen Tiefebene gegeben werden. Der Wald (196 kJ) liegt zwischen 125—150 m H., in einem Schuttkegel-Gebiet, das aus tonig-sandig-kiesigen pleistozänen Schichten, z. T. fossilen roten Tonerden, meist mit einer 1—2 m dicken Lössdecke, aufgebaut ist (PINCZÉS 1955, 1956). Auf den breiten, kaum geneigten Rücken bildete sich — als ein in Ungarn nur am Fuss des Mátra- und Bükk-Gebirges zu findender Bodentyp — ein grauer Waldboden, den ebenso genannten Böden in der russischen Waldsteppenzone ähnlich, ein Bodentyp, dessen Eigenschaften zwischen denen des Tschernosem und denen der Waldböden liegen (STEFANOVITS 1955). Einige Angaben einer Bodenprobe vom Lithospermum-Fazies des Waldes (analysiert von P. STEFANOVITS):

Tiefe cm	pH H ₂ O	Y ₁	hy	Humus %
0—22	6,4	13,70	3,56	7,22
22—40	6,6	8,50	2,81	3,61

Es ist aber noch zu erwähnen, dass der Wald z. T. in durch Denudation freigelegten viel älteren fossilen Böden stockt, die jetzt eine zum braunen Waldboden neigende Entwicklungstendenz zeigen.

Das Klima ist mässig kontinental. Einige Angaben der zunächst (6 km) liegenden meteorologischen Station Kápolna (122 m H., 1901—1940): Jahres-

niederschlag 538 mm (Maximum Juni 63 mm, Minimum Jänner 26 mm), Jahresmitteltemperatur 9,9° C (Jänner —2,1°, Juli 18,9°).

Der Baumwuchs ist von mittlerer Bonität. In der Laubkronenschicht bilden die Flaumeiche (*Quercus pubescens*) und Zerreiche (*Quercus cerris*, durch Niederwaldbetrieb sekundär überrepräsentiert), mit Einmischung von Trauben- (*Qu. petraea*) und Stieleiche (*Qu. robur*) die Oberschicht. Der Tatarenahorn (*Acer tataricum*) und Feldahorn (*A. campestre*), ganz vereinzelt auch die Feldulme (*Ulmus campestris*) bilden eine mit der vorigen zusammenfließende untere Baumschicht. Der Tatarenahorn, als eine ausgesprochen südlich-kontinentale, pontische Baumart, erreicht seine Westgrenze im pannonischen Florengebiet. Im Nordosten Ungarns ist er schon häufig und kommt auch in den Auenwäldern konstant, z. T. massenhaft vor, aber — und das ist zu beachten — fast nur in der Strauchschicht. In den Steppenwäldern dagegen ist es sehr bezeichnend, dass er mit dem Feldahorn zusammen im Konkurrenzkampf bis zur Baumschicht gelangen kann (in den trockensten Ausbildungen bleibt er aber wieder zurück). Für unsere Assoziation ist ferner die Hybridisation der verschiedenen Eichenarten ebenso charakteristisch, wie auch die im Ungarischen Mittelgebirge kaum mögliche, hier am Randgebiet der Ungarischen Tiefebene aber stets vorhandene Vergesellschaftung der Flaumeiche und Stieleiche. Die Strauchschicht ist reich an Arten (bezeichnenderweise fehlt doch die Hasel), und kommt bis zur 80%igen Deckung. Die Krautschicht ist auch gut entwickelt, faziesbildend sind Trockengräser (meist *Poa pratensis-angustifolia*, *Poa nemoralis*, seltener *Brachypodium pinnatum* und *B. silvaticum*, lokal *Festuca valesiaca*, an degradierten Stellen *Carex praecox*), im Frühlingsaspekt *Corydalis cava*-*Viola cyanea*, da später meist *Polygonatum latifolium* (*Convallaria* nur ganz lokal), und oft ist auch *Lithospermum purpureo-coeruleum* massenhaft zu treffen. Der Unterwuchs zeigt im ganzen einen mässig xerophilen, calciphilen und nitrophilen Charakter an.

Lokale Assoziations-Charakterarten (F 4—5, lokal im Crisicum) und Verbands-Charakterarten (F 4): *Quercus pubescens*, *Acer tataricum* (*Prunus fruticosa* »Ws«), *Melica altissima*, *Carex michelii*, *Muscari botryoides*, *Iris graminea*, *I. variegata* »Ws«, *Lathyrus p. ssp. collinus* »Ws«, *Viola cf. suavis*, *Nepeta pannonica* »Ws«, *Phlomis tuberosa* »Ws«, *Doronicum hungaricum* »Ws«.

Die Arten der *Quercetalia pubescentis-sessiliflorae* (mitinbegriffen die Charakterarten der übrigen da einzureihenden Verbände), bzw. Waldsteppenarten (»Ws«) sind gut vertreten. *Quercus cerris*, *Pyrus pyraeaster*, *Prunus spinosa*, *Rosa gallica* »Ws«, *Rhamnus cathartica*, *Euonymus verrucosus*, *Brachypodium pinnatum* »Ws«, *Polygonatum odoratum*, *Silene nutans*, *Lychnis coronaria*, *Ranunculus polyanthemos*, *Thalictrum minus* »Ws«, *Clematis recta*, *Sedum maximum*, *Potentilla alba*, *Trifolium alpestre* »Ws«, *Lathyrus latifolius* »Ws«, *L. niger*, *Vicia casubica*, *V. pisiformis*, *Vicia cracca-tenuifolia* »Ws«, *Geranium sanguineum* »Ws«, *Dictamnus albus* »Ws«, *Viola hirta* »Ws«, *Peucedanum cervaria* »Ws«, *P. officinale*

nale »Ws« (bezeichnenderweise auf nicht alkalisiertem Boden, vergl. MEUSEL 1955), *Cynanchum vincetoxicum* »Ws«, *Lithospermum purpureo-coeruleum*, *Pulmonaria mollissima* (bzw. Verb.), *Stachys officinalis* »Ws«, *Satureja vulgaris*, *Veronica teucrium* »Ws«, *Melampyrum cristatum* »Ws«, *Chrysanthemum corymbosum*, *Lactuca quercina*, *Hypochoeris maculata* »Ws«, etc.

Steppenarten (*Festucion sulcatae*): *Festuca valesiaca*, *Arenaria micradenia*, *Adonis vernalis*, *Filipendula vulgaris*, *Peucedanum alsaticum* »Ws«, *Vinca herbacea*, *Teucrium chamaedrys* »Ws«, *Stachys recta*, *Veronica spicata*, *Asperula glauca*, *Inula hirta* »Ws«, *Artemisia pontica*, etc.

Die Waldsteppen- und Steppenarten häufen sich besonders in natürlichen Auflichtungen des Waldes (an extremeren Standorten und bei älterwerden des Baumbestandes), oder in künstlichen Lichtungen wie die Alleen (da sind auch weitere Steppenarten zu finden, wie *Chrysopogon gryllus*, *Danthonia provincialis*, *Ranunculus pedatus*, *Pulsatilla* cf. *montana*, *Clematis integrifolia*, *Thlaspi jankae*, *Cytisus procumbens*, *Seseli varium*, *Echium rubrum*, *Aster linosyris*).

Weitere Arten mit höherem Konstanzgrad (K III—V): *Dactylis glomerata* s. l., *Bromus ramosus* ssp. *benekeni*, *Agropyron caninum*, *Ranunculus ficaria*, *Geum urbanum*, *Fragaria vesca*, *Euphorbia cyparissias*, *Geranium robertianum*, *Hypericum perforatum*, *Origanum vulgare*, *Veronica chamaedrys*, *V. hederifolia*, *Galium aparine*, *Inula salicina*.

An den Waldrändern ist Waldsteppendornbusch mit *Prunus fruticosa*, *Rosagallica* bezeichnend. An der Gemeindegrenze der nächsten Siedlung, Kápolna, auf Lössplakor (135 m H.), ist auch das *Prunetum tenellae pannonicum* zu finden (*P. tenella*, *P. fruticosa*, *P. spinosa*, *Rosa gallica*, *Vinca herbacea*, *Thalictrum minus*, *Phlomis tuberosa*) und auch nördlich, schon im Hügelland, an der Komitatsgrenze von Heves (Kistálya 250 m H.: die 3 *Prunus*-Arten, *Quercus pubescens*, *Phlomis*; die letztere massenhaft im Demjéner Flaumeichenwald, ferner in der Ebene an den Westgrenzen der benachbarten Ortschaften Szihalom und Mezökövesd).

Am Fusse des Lössrückens, schon auf Alluvium des Lasko-Baches, sind im Kerecsender Wald kleine Fragmente des Maiglöckchen-Eichenwaldes (*Convallario—Quercetum roboris tibiscense*) bzw. des Eichen-Ulmen-Auenwaldes (*Ulmeto-Fraxineto-Roboretum=Querceto-Ulmetum hungaricum*) zu finden. Auf der anschliessenden, entwässerten Niederungswiese ist auch das *Peucedano-Asteretum punctati* entwickelt.

Ich möchte die Assoziation des Kerecsender-Waldes, d. h. den zonalen Lössplakor-Wald der Ungarischen Tiefebene (Alföld) von den schon bekannten Waldassoziationen der Tiefebene unterscheiden und als **Acereto tatarici-Quercetum pubescentis-roboris**, bzw. *hungaricum* benennen (zuerst habe ich sie nur als Subassoziation des »*Querceto-Lithospermetum*« des Ungarischen Mittelgebirges erwähnt, s. ZÓLYOMI 1956, vergl. noch BK 1937 S. 179). Es ist eine Waldgesellschaft von ausgesprochen kontinentalem Charakter und ist als

Vertreter der südosteuropäischen zonalen Löss-Steppenwälder im pannonischen Raum zu bewerten.

Für die Rekonstruktion ist es wichtig, dass aus dem südosteuropäischen Raum — aus Rumänien und der Sowjetunion — Parallele zur Verfügung stehen. Auch daraus ergibt sich, dass dem Inneren der Ungarischen Tiefebene zu, mit wachsender Kontinentalität, immer mehr die Stieleiche (*Quercus robur*) in unserer Assoziation zur Vorherrschaft kam (besonders im Nordosten), und auch die Feldulme (*Ulmus campestris*) massenhaft auftritt (Subass. prov. *ulmetosum* vergl. noch

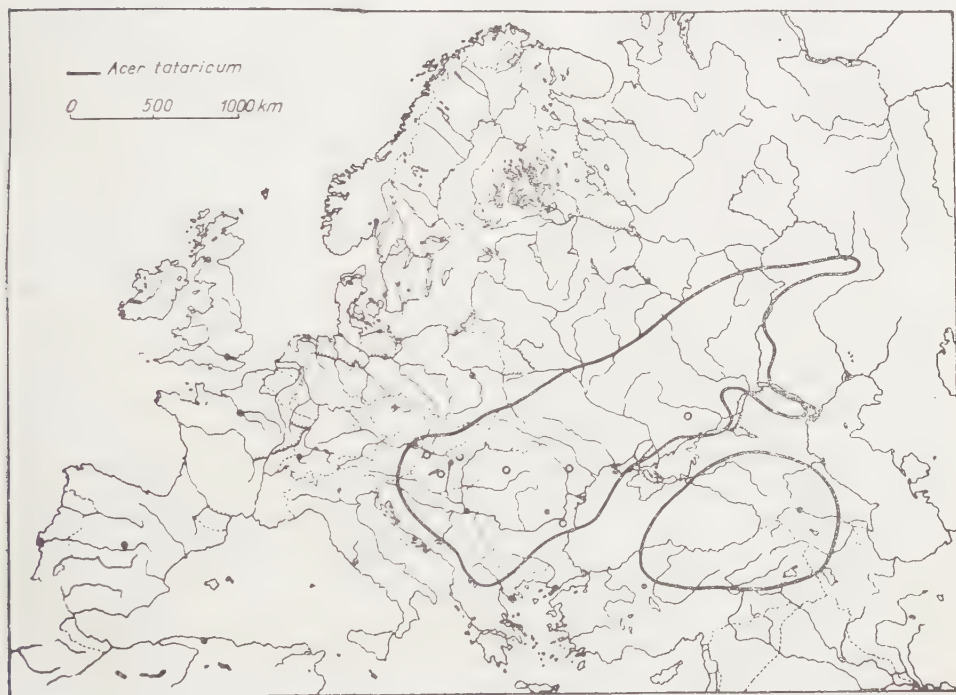


Abb. 1. Die Bearbeitungsgebiete des Acereto tatarici-Quercetum (o)

MEUSEL 1954). Doch spielte einst die Flaumeiche (*Quercus pubescens* und damit zusammen auch *Qu. cerris*) nicht nur in den Randgebieten des Alföld und zerstreut im Sandgebiet der Donau—Theiss Zwischenstromlandschaft (»Kiskunság«)*

* Auch nördlich von Monor bei Péteri, ist *Quercus pubescens* und seine Hybride auf Flug-sand massenhaft zu treffen. Nach Einreichung des Artikels habe ich die Feldarbeit fortgesetzt. Auf dem Lössrücken des transdanubischen Teiles des Alföld (»Mezőföld«), von wo wir bisher keine Angaben über das Vorkommen von *Quercus pubescens* gehabt haben, konnte die Flaumeiche an mehreren Stellen behauptet werden (Polgárdi, Németskér, Paks und bestandbildend mit *Ulmus campestris* bei Dunaszentgyörgy!), wie auch *Qu. cerris* (Dég, Dunaszentgyörgy—Paks), während auf Sand nur *Qu. robur* vorherrscht (Vajta). Erwähnenswert ist *Tilia argentea* (Németskér). Neue Daten über *Prunus tenella*: Mezőszentgyörgy (mit JAKUCS), Tárnok—Martonvásár (mit UJVÁROSI), Dunaszentgyörgy. — In demselben Gebiet ist das *Salvio—Festucetum sulcatae pannonicum* als Löss-Steppenwiesen Ass. und das *Agropyro (cristati) —Kochietum prostratae* (»b«) als Lösswandrand Ass. ausgebildet. Charakterarten: *Agropyron cristatum* (opt. »b«),

sondern auch auf den Lössrücken, so z. B. auf dem Békés—Csanáder-Lössrücken eine Rolle. Wir müssen annehmen, dass sie auf den Lössrücken viel häufiger als im Sandgebiet, ja sogar kodominierend war. Die Zwergmandel-Trockengebüsche des Békés—Csanáder-Lössrückens können als Reste der Gebüschsäume der schon längst verschollenen Steppenwälder betrachtet werden.

Der von I. MÁTHÉ erforschte und beschriebene Alkalisteppe-Eichenwald* (Ohat 1933, Hencida 1939), den wir bisher als eine Subassoziation des *Festuco-Quercetum roboris tibiscense* bewertet haben, ist eher unserer Assoziation, ebenfalls als eine Subassoziation anzugliedern (*Ac. t.- Qu. pubescentis-roboris pseudovinetesum* bzw. *tibiscense*). Auf Grund der vorher skizzierten zöologischen Verhältnisse können jetzt die im Mittel-Theiss Gebiet bisher als Anpflanzungen gedeuteten zerstreuten *Quercus cerris* Vorkommen zum grössten Teil als spontan angenommen werden, desgleichen auch die Angabe über *Quercus pubescens* bei Ohat (MÁTHÉ 1933 S. 177).** Letzteres wird durch die Angabe PRODAN'S (1915) vom Bezdaner veralkalisierten Eichenwald (Süd-Alföld) auch unterstützt. In diesem Fall, d. h. auf Alkaliböden, handelte es sich aber nur um Einzelvorkommen und konstant-dominant ist nur *Qu. robur*.

Unsere Vorstellung über das ausschliessliche Prädominieren von *Quercus robur* in den Eichenwäldern der Ungarischen Tiefebene, muss aber im allgemeinen revidiert werden. Diese Vorstellung bleibt nur für die Sand- und höheren Inundationsgebiete und so auch für die Alkaliböden gültig. Wie einst der typische Tatarenahorn-Eichenwald mit Zwergmandelsaum auf den Lössrücken, mit den Löss-Steppenwiesen ein Makromosaik bildete, so seine Alkali-Subassoziation in den Niederungen mit dem *Peucedano-Asteretum* (hier ist ausserdem mit dem Eichen-Ulmen-Auenwald nicht nur ein Kontakt, sondern auch eine genetische Verbindung vorhanden).

Auf den randlichen Lössrücken der Tiefebene westlich der Donau (»Mezőföld« und angrenzende Teile) ist wiederum eine andere Subassoziation ausgebildet, das *Ac. t.- Qu. pubescentis-roboris ornetosum* bzw. *submatricum*. Dies wurde zuerst von G. FEKETE bei Lovasberény studiert und als *Querceto-Lithospermetum* beschrieben (1956). Im Gegensatz zu dem extremer-kontinentalen nordöstlichen Alföld, aber dem südlichen Alföld ähnlich, treten hier im Makroklima die submediterranen Züge stärker hervor (vergl. ZÓLYOMI 1942)

Allium paniculatum (auch Dunakömlöd), *Eurotia ceratoides*, *Kochia prostrata* (optimal in »b«, auch Százhalombatta, bei Érd mit *Ephedra distachya*!), *Silene longiflora*, *Crambe tataria*, *Brassica elongata* (opt. »b«), *Cytisus austriacus*, *Viola ambigua* (verbreitet), *Euphorbia pannonica*, *Ajuga laxmanni*, *Taraxacum serotinum*; ferner Waldsteppenarten, wie *Phlomis tuberosa* (Érd, Kisláng), *Serratula radiata* (Érd, Dég, also Mitglied der Flora des Alföld!).

* Es ist zu bedauern, dass unsere Forstwissenschaftler auch im Falle dieses Typs von den älteren botanischen-phytozöologischen Mitteilungen keine Kenntnis genommen haben (vergl. JÁRÓ 1955).

** Das Vorkommen beider Eichen im Ohat-Walde ist — laut Mitteilungen der Forstleute — auf Anpflanzungen zurückzuführen. (Anm. d. Red.)

und dementsprechend gehören die Differenzialarten meist zum submediterran-balkanischen Arealtyp: *Fraxinus ornus*, *Sorbus domestica*, *Colutea arborescens*, *Oryzopsis virescens*, *Smyrniun perfoliatum*, *Helleborus dumetorum*. Diese Arten weisen auch auf den Übergang zum *Lithospermo-Quercetum pubescentis-cerris* (pannonicum) des Mittelgebirges hin. Die letzten, degradierten, fragmentarisch ausgebildeten Individuen dieser Subassoziation sind auch noch bei Budapest, in der Einbuchtung des Alföld zu finden, und zuletzt im angrenzenden Hügellande von Gödöllő, dort aber nur extrazonal und in submediterranen Elementen verarmt (vergl. BIRCK—HORVÁTH 1955). Es ist möglich, dass die Bestände auf den randlichen Lössrücken der südlichen Tiefebene auch unserer Subassoziation anzuschließen sind (vgl. die erste floristische Beschreibung vom Wald Hidasliget, nordöstlich Timișoara, LENGYEL, 1915; der Vadász-Wald entspricht zum Teil der Subassoziation *pseudovinetosum*, s. PRODAN 1915). Eine Parallelität mit der weiter unten aus Bulgarien beschriebenen Assoziation ist nicht zu leugnen.

Die pannonische Assoziation ist auch in den Randgebieten der Kleinen Tiefebene (Arrabonicum) zu finden. Die erste floristische Beschreibung hat GAYER 1917 vom Senecer-Wald gegeben, welcher am Fusse der Kleinen Karpaten auf mit Löss bedecktem Schuttkegel liegt. Die erste zöologische Bearbeitung stammt von KNAPP (1944) von der Parndorfer-Platte und diese Phytozönose wurde von ihm als *Quercus-Potentilletum albae occidento-pannonicum viburnetosum* bezeichnet (vergl. WENDELBERGER 1955). Jetzt bewerte ich diese Phytozönose als *Ac.t.-Qu. pubescentis-roboris primuletosum* bzw. *occidento-pannonicum*. Hier sind wir schon etwas weiter von der westlichen Arealgrenze des Tatarenahorns und so fällt *Acer tataricum* aus der Vergesellschaftung heraus, in der Baumschicht spielt nur *Acer campestre* mit den Eichen eine Rolle (Eichen-Hybriden!). Die Differenzialarten sind wie folgt: *Primula veris* var. *canescens*, *Melica nutans*, *Ranunculus polyanthemos*, *Viola collina*, etc. Bei Sopron, im Wald von Szárhalom (vergl. Soó 1941), ferner auf den z. T. mit dünnen, verleimten Löss-Schichten bedeckten Terrassenschottern bei Vitnyéd-Csapod (JEANPLONG, da auch *Quercus*-Hybride, s. HARACSI 1955) und des Kemenes, ist die Subassoziation *primuletosum* auch aufzufinden. An letzterer Stelle tritt auch das *Ac. t.-Qu. pub. rob. pseudovinetosum* mit den Fragmenten des *Peucedano-Asteretum* zusammen auf (s. ZÓLYOMI BK 1942, s. ferner BENCZE 1955).

Im Waldsteppengebiet des siebenbürgischen Beckens (»Mezőség«, Praerossicum) scheinen auch ähnlich ausgebildete Waldbestände aufzutreten. Einen Teil der von R. Soó (1951) beschriebenen Eichenwälder könnte man als eine *Acereto-tatarici-Quercetum petraeae-roboris* bzw. *praerossicum* auffassen, es ist aber auch möglich, dass es sich nur um eine Subassoziation des mittel-siebenbürgischen *Potentillo albae-Quercetum petraeae-roboris* handelt (*aceretosum*).

Die auf Grund der ersten Auffassung festgestellten Differenzialarten sind in der beiliegenden Tabelle zu finden, sie sind meistens mesophilere *Quer-*

ceto-Fagetea-, seltener *Fagetalia*-Arten. Im Arealtypen-Spektrum spielen subkontinental-sarmatische Arten eine Rolle.

Typisch und als eine zonale Assoziation hat sich in der Waldsteppenzone von Muntien und der Moldau (Bessarabien) das **Acereto tatarici-Quercetum pubescentis-pedunculiflorae** bzw. **bessarabicum** entwickelt. Zuerst wurde es von BORZA unter verschiedenen Namen beschrieben (1937, s. noch PASCHOVSKI u. Mitarbeiter 1954). Besonders charakteristisch ist das massenhafte Auftreten von *Quercus pedunculiflora* (nächst verwandt mit *Qu. robur*). Zu den bezeichnenden Waldsteppenelementen — wie *Prunus tenella*, *Asyneuma canescens* — mischen sich eindringende Steppenelemente, so *Iris halophila*, *Statice latifolia*, *Phlomis pungens*, *Cephalaria uralensis*.

An den exponierten Lössabhängen der tiefen Täler des Prut und Dnyester ist die Subassoziation **Ac.t.-Qu. pubescentis-pedunculiflorae cotinetosum** bzw. **podolicum** zu finden, welche besonders in Podolien als extrazonale Ausbildung der Assoziation bewertet werden kann (vergl. SZAFER 1935, BORZA 1937). Die Differenzialarten sind meist *Querceto-Fagetea*, bzw. *Fagetalia*-, aber auch submediterrane Arten. *Carex brevicollis* und *Nectaroscordium bulgaricum* sind lokal charakteristisch.

Im östlichen Waldsteppengebiet Bulgariens, nämlich im Süd-Dobrußscha, konnte auf Grund eigener Aufnahmen und der Aufnahmen von STOJANOW (1955) das **Acereto tatarici-Quercetum confertae-pedunculiflorae** bzw. **bulgaricum** als prov. Assoziation aufgestellt werden. Den anderen Assoziationen unserer Lösssteppenwald-Gruppe entgegen, treten weitere meist östliche submediterrane Elemente als Differenzialarten auf (z. T. *Orneto-Ostryon* Arten, die hier als *Quercetalia pubescentis* Arten zu bewerten sind): *Quercus frainetto*, *Carpinus orientalis*, *Pyrus elaeagnifolia*, *P. amygdaliformis*, *Tilia argentea*, *Euonymus latifolius*, etc. In der oberen Baumschicht sind *Quercus frainetto* und *Qu. cerris* (letztere meist durch Degradation überrepräsentiert) kodominant und dem Inneren der Waldsteppenzone zu, immer mehr *Qu. pedunculiflora*, während *Qu. pubescens* nur eine untergeordnete Rolle spielt. In der Krautschicht sind folgende als Differenzialarten zu bezeichnen: *Asparagus tenuifolius*, *Tamus communis*, *Silene nemoralis*. Viele Züge sind doch mit den anderen Assoziationen der Löss-Steppenwälder gemeinsam (vergl. die Tabelle). Es ist die Aufgabe der weiteren Forschung eine klare Abgrenzung vom nordostbalkanischen *Quercetum confertae-cerris* zu schaffen.

Zum Vergleich habe ich ein einziges Beispiel aus der mittleren Waldsteppenzone der Sowjetunion vorgeführt. Einige vom Donetzrücken beschriebene Soziationen (GREENJ 1940, KOTOW 1940) wurden von mir zu einer Assoziation vereinigt und als **Acereto tatarici-Quercetum roboris** bzw. **rossicum** benannt. Bezeichnenderweise ist *Quercus robur* die einzige Eichenart, daneben spielt *Tilia cordata* auch eine Rolle. *Querceto-Fagetea* bzw. *Fagetalia*-Arten sind auch hier vorhanden, ferner kann auch *Physospermum cornubiense* als Trennart

genannt werden. Von den lokalen Charakterarten ist besonders die kaukasische *Veronica umbrosa* zu erwähnen.

Zusammenfassende Folgerungen

1. Die Eichenwald-Assoziationen des ungarischen und im allgemeinen des südost-europäischen, z. grössten Teil zonalen Waldsteppengebietes, können im Rahmen der *Quercetalia pubescentis-petraeae* Ordnung als ein selbständiger Verband bzw. Unterverband von mehr kontinentalem Charakter herausgesondert werden. Meine Forschungen über die Plakor-Waldsteppe und die Karstbuschwald Forschungen von JAKUCS—FEKETE an der Hang-Waldsteppe kamen gleichzeitig zu diesem Ergebnis. Auf Grund der beiden Forschungsgebiete stellen wir jetzt einen neuen Verband (Federatio) auf, und bezeichnen ihn mit dem Namen :

Aceri (tatarici)-Quercion.

Es können folgende Arten als Verbandscharakterarten betrachtet werden : *Quercus pedunculiflora*, *Acer tataricum*, (*Prunus tenella*, *P. fruticosa*), *Melica picta*, *M. altissima*, *Iris (graminea) ssp. pseudocyperus*, *I. aphylla ssp. hungarica*?, *Viola suavis-pontica*, *Ferulago silvatica*, *Nepeta pannonica*, *Phlomis tuberosa*, *Veronica spuria ssp. foliosa*, *Asyneuma canescens*, *Doronicum hungaricum*, ferner *Carex brevicollis*.

Ausser denen können noch einige weiterverbreitete Arten auch als Verbandscharakterarten betrachtet werden, da ihr Hauptgewicht hier liegt, so z. B. *Carex michelii*, *Iris variegata*, *Pulmonaria mollissima*, *Inula germanica*.

Ausserhalb der geographischen Assoziationen des *Acereto tatarici-Quercetum* auf Löss, sind auch die schon länger bekannten *Convallario-Quercetum roboris* und *Festuco-Quercetum roboris* auf Sand in diesen kontinentalen Verband einzureihen.

Die Aufstellung des neuen kontinentalen Verbandes und auch die immer weiter fortschreitende Bearbeitung des pannonischen Eichenwald-Gebietes hat die Notwendigkeit eines neuen Ordners, bzw. Klassifikation der europäischen xerothermen Eichenwälder hervorgerufen. Obwohl in der Einteilung von KNAPP im Jahre 1942 einige Richtlinien sehr beachtenswert sind, war es damals — mangels hinreichenden Materials aus Südost-Europa — noch kaum möglich, eine annehmbare Neuordnung der *Quercetalia pubescentis-petraeae* zu schaffen. Seitdem hat sich eine Fülle von geeignetem — leider meist noch nicht publiziertem — Material angehäuft.

Unserer Auffassung nach ist die *Quercetalia pubescentis-petraeae* Ordnung in 4 gleichwertige Verbände zu teilen : **Buxo-Quercion** (*Quercion pubescentis*)

umfasst die atlantisch-westsubmediterranen xerothermen Eichenwälder: **Orneto-Ostryon** die balkanischen, ostsubmediterranen Eichenwälder; **Aceri-Quercion** die kontinentalen Waldsteppen-Eichenwälder; der mitteleuropäisch-sarmatische **Quercion petraeae** (ohne *pubescentis*!) enthält endlich die Reste des im früheren Sinne genommene *Quercion pubescentis-petraeae*. Die kritische Überprüfung und Feststellung der Charakterarten der so getrennten Verbände ist durch unsere Arbeitsgemeinschaft in Gang gesetzt und ebenso die ausführliche bzw. monographische Bearbeitung der einzelnen Assoziationen des neuen Verbandes (ZÓLYOMI—JAKUCS—FEKETE). Im pannonischen Eichenwaldgebiet treffen sich die Assoziationen der drei letztgenannten Verbände, dadurch wird die Beurteilung teilweise erschwert (Übergänge!), teilweise aber erleichtert (Kontraste!).

2. Die verschiedenen geographischen Assoziationen der zonalen Waldsteppe auf Löss haben sich im Laufe der räumlichen Veränderung des Makroklimas und der geschichtlichen Entwicklung der Vegetation ausgebildet. Auf den wärmeren, kontinentalen Teilen der Waldsteppe sind die Assoziationen des *Acereto-Quercetum* zu finden (nach Osten fallen sämtliche andere Eichenarten heraus, es bleibt nur *Quercus robur*), während an den kühleren, kontinentalen Teilen eine dem *Potentillo albae-Quercetum* entsprechende Gesellschaft mit den Löss-Steppen im Kontakt zu stehen scheint. Die Verhältnisse im kühleren, kontinentalen siebenbürgischen Mezőség und in Podolien zeigen schon den Übergang zum letztgenannten Fall. (Die von SZAFFER beschriebene zonale Waldgesellschaft, das *Quercetum podolicum*, könnte man auch als *Potentillo albae-Quercetum roboris podolicum* deuten.) Im Randgebiet der Ungarischen Tiefebene ist das *Acereto tatarici-Quercetum pubescentis-roboris* die zonale Waldgesellschaft, welche im Hügellande dann allmählich in das zonale *Potentillo albae-Quercetum petraeae-cerris* hinübergeht.

Zuletzt muss noch darauf hingewiesen werden, dass uns das Verfahren keineswegs gerechtfertigt erscheint, den Waldsteppensaum als *Dictamno-Geranium sanguinei* von dem Waldsteppenwald (und auch vom submediterranen Buschwald) zu trennen, bzw. als Trockenrasenanteil zum *Astragalo-Stipion* einzureihen (WENDELBERGER 1954). Die mit Flaumeichen gemischten Busch- und Niederwälder des pannonischen und im allgemeinen des südosteuropäischen Eichenwaldgebietes sind meistens durch die Waldsteppenelemente (und auch Sträucher) durchwebt und bilden mit diesen zusammen eine untrennbare Pflanzenvergesellschaftung! (Weitere Bemerkungen zu WENDELBERGERS Auffassung möchte ich an anderer Stelle tun.)

3. Von den wärmeren kontinentalen Gebieten Südost-Europas nach Osten, in der Richtung von immer kühleren und extremeren kontinentalen Klimagebieten fortschreitend, treten so in den Steppenwiesen, wie in den Wäldern der Waldsteppenzone immer mehr und mehr dem kühlkontinentalen Klima angepasste Arten von nördlicherer Verbreitung auf (*Cimicifuga foetida*, *Spiraea*

media, *Dracocephalum ruyschiana*, *Pedicularis campestris*, etc.), und es treten auch boreale, Glazialreliktelemente in die Vergesellschaftung ein. Auf der Plakorwaldsteppe der Ungarischen Tiefebene und zum Teil an den Hangwaldsteppen des Ungarischen Mittelgebirges fehlen schon die klimatischen Bedingungen in dieser Beziehung. Doch sind einige solche Elemente an den höheren und kühleren Teilen, oder speziellen mikroklimatischen Winkeln des Mittelgebirges (Matricum), besonders in der kontinentaleren, nordöstlichen Flanke, in speziellen Pflanzengesellschaften zu treffen. So z. B. ist *Dracocephalum ruyschiana* am 800 m hohen Karstplateau des Bükkgebirges nur in den Waldsteppenwiesen-Fragmenten der Dolinen zu finden, wo ein ganz spezielles extrem-kühl-kontinentales Mikroklima vorherrscht, oder ein anderes Beispiel: *Cimicifuga foetida* ist im Ungarischen Mittelgebirge in den Schluchtwäldern (*Acereto-Fraxinetum*) und besonders in der zu diesen neigenden speziellen Felsenwaldgesellschaft charakteristisch (**Tilio-Sorbetum bükkense ZÓLYOMI—JAKUCS ined.**). Hier mengen sich auch glaziale Reliktarten. Im siebenbürgischen Mezőség, und weiter nach Nordosten in Podolien, ist aber *Cimicifuga* auch schon in den Eichenwäldern der Waldsteppenzone zu finden.

4. Für Ungarn können folgende Waldtypen des Tatarenahorn-Eichen-Löss-Steppenwaldes unterschieden werden: a) *Festuca sulcata*-Ahorn-Eichenwald (mit Praedominieren der Flaumeiche, seltener auch Feldulme, extrem-trockenster Typ). b) *Festuca pseudovina*-Ahorn-Eichenwald (mit Praedominieren der Stieleiche, Feldulme, auf alkalisierten Inundationsböden), c—d) *Brachypodium-Lithospermum*- bzw. *Polygonatum latifolium-Lithospermum*-Ahorn-Eichenwald (mit gemischtem Eichenbestand, auch Traubeneiche, in der zweiten Schicht seltener Hainbuche, besonders im Vorland des Mittelgebirges). Sekundärtypen: Zerreiche (bei a und c—d), Feldahorn (bei c—d besonders bezeichnend), im Unterwuchs *Poa pratensis-angustifolia*, *Carex praecox* (a—d). Im nordwestlichen Randgebiet des Alföld spielt die Mannaesche eine Rolle (vergl. noch BIRCK—HORVÁTH 1955).

Übrigens lässt sich das *Acereto tatarici-Quercetum* zwanglos in mein zweidimensionales Waldtypenschema der Wälder des Alföld einreihen, ja es füllt sogar eine Lücke (0—1, c—d, vergl. ZÓLYOMI 1954, S. 220). Dem *Junipereto-Populetum* der Sandböden entspricht hier auf Löss das *Prunetum tenellae*.

Es muss noch erwähnt werden, dass — trotz einiger beachtenswerter Bestrebungen — die Waldtypengruppierung von MAJER (1957) uns verfehlt erscheint. Die Wasserhaushaltstufen der Standorte (1—7) sind bei sämtlichen Gruppen (I—VII) untereinander nur sehr beschränkt vergleichbar und so für die Praxis z. T. irreführend. Die verschiedenen ökologischen Ansprüche der einzelnen Holzarten kommen in dieser Beziehung nicht zur Geltung (z. B. steht mit der Standortbezeichnung »sehr trocken« (1) *Vaccinium* und *Cotinus* in der gleichen Stufe!). Die Fichte, die Buche dürften nicht (wenn auch nur relativ) in die oberste Stufe (1) der Flaumeiche gleich hinaufreichen. Bei anderer Gelegenheit möchte ich noch auf diese Fragen zurückkommen.

Acereto tatarici—
Tatarenahorn—Eichen—

- 1 a *Ac. t.-Qu. pubescentis-roboris* (*hungaricum*)
 b " " " *primuletosum* (*occidento-pannonicum*)
 c " " " *ornetosum* (*submatricum*)
 d " " " *pseudovinetosum* (*tibiscense*)
 2 " *petraeae-roboris* (*praerossicum*)
 3 a " *pubescentis-pedunculiflorae* (*bessarabicum*)
 b " " " *cotinetosum* (*podolicum*)
 4 " *confertae-pedunculiflorae* (*bulgaricum*)
 5 " *roboris* (*rossicum*)

	1 a	1 b	1 c	1 d

Baum-u. Strauchschicht
Assoziations-(! lokal) u. Verbands-
Charakterarten des *Aceri-Quercion*

<i>Quercus pubescens</i> (nur Ordnungs Art) . . .	! V 2—3	! V 2—4	IV 1—2	(p)
<i>Quercus pedunculiflora</i>	—	—	—	—
<i>Acer tataricum</i>	V 1—2	—	II 1	p
(<i>Prunus fruticosa</i>) „Ws”	I+	I+	II+	(p)
(<i>Prunus tenella</i>) „Ws”	x	x	x	p
(<i>Rosa pimpinellifolia</i>) „Ws”	—	—	II+	—

Charakterarten der *Quercetalia*
***pub. petr.* Ordnung**

<i>Quercus cerris</i>	V 1—4	II 1—4	IV 2—4	(p)
<i>Pyrus pyraeaster</i> (<i>achras</i>)	III+	II+	V+—1	p
<i>Sorbus torminalis</i>	—	II+	IV+—1	—
<i>Rosa gallica</i> „Ws”	II+	I+	I+	p
<i>Prunus spinosa</i>	V+—	IV+	II+	p
<i>Crataegus monogyna</i>	V 1	V+	V+—1	p
<i>Rhamnus cathartica</i>	III+	V+	II+	.
<i>Cornus mas</i>	—II+	II+	—
<i>Viburnum lantana</i>	II+	V+—1	.
<i>Euonymus verrucosus</i> (eher <i>Quercetalia</i>). . .	IV+—2	.	IV+—2	.
<i>Fraxinus ornus</i>	—	—	V+—2	—
<i>Sorbus domestica</i>	—	—	II+	—
<i>Colutea arborescens</i>	—	.	II+	—
<i>Cotinus coggygria</i>	—	—	I 1	—
<i>Quercus frainetto</i> = <i>conferta</i>	—	—	x	—
<i>Carpinus orientalis</i>	—	—	.	—
<i>Pyrus eleagrifolia-amygdaliformis</i>	—	—	—	—

***Querceto-Fagetea* (bzw. *Fagetalia*)-**
Arten

<i>Quercus petraea</i>	III+	II+—2	V 1—2	—
<i>Quercus robur</i>	IV+	V+—2	III+	D
<i>Quercus Hybride</i>	x	V+—2	I+	.
<i>Acer campestre</i>	IV 1—2	V+—2	V+—2	p
<i>Ulmus campestris</i>	II+	III 1—2	IV+—1	p
<i>Fraxinus excelsior</i>	I+	II 2—	.	p
<i>Malus silvestris</i>	I+	.	II+	.
<i>Rosa canina</i> s. l.	IV+	V+	II+—1	p
<i>Euonymus europaeus</i>	V+	V+	IV+	p

Quercetum (Ac. t.-Qu.)

Löss—Steppenwald

„Ws“ = Waldsteppenart

x = ausserhalb der Aufnahmen in anderen Bestände der Assoziation,
oder in Ersatzgesellschaften

IV = wenn Konstanzwert fettgedruckt dann Trennart

. = fehlt in den Aufnahmen

— = fehlt im ganzen Gebiet

p = Praesenz

2	3 a	3 b	4	5	
I+	III 2-3	II 1-	III 1	—	Med—Em
—	IV+-5	III+-1	III 1-	.	Pont
IV 1	III 1	V 1-2	V 1-2	V 2-	Pont—Pann
II 1	II+	I+	I+	I+	Eua—Kont
x	IV 1-	I 1	x	I+	Eua—Kont
.	I+	I+	.	.	Kont
I+	.	I+	V 3-4	—	
II 1	(II+)	I+	IV+-1	III+	
x	.	III+	III+-1	—	
x	I+	I+	II+-1	.	
III 1	IV+-	II+-1	II 1	I+	
IV 1	V+-1	IV+-1	IV 1-3	IV 1	
II+	III+	II+	I+	I+	
.	.	III+-1	V 1-3	—	
III 1	II 1	V+	I+	—	
II 1	III+-	IV+-1	II+-1	IV 1-3	
—	—	—	I+	—	
—	—	—	I.	—	
—	—	—	I 1	—	
—	I+	(!)V+-3	IV 1-2	—	
—	I+	—	I 1	—	
—	—	—	III+	—	
II 2-3	II+-2	IV 1-2	I+	—	
V 2-4	II 1-4	V 1-5	I+	V-5	
.	x	.	x	.	
IV 1	I-1	IV-1	III 1	V-2	
I+	II+	IV+-2	IV 1	IV+	
I+	II+-	V+-2	II 1	III+	
I+	I+	.	II+	I+	
I+	I+	III+	II 1	.	
II 1	V+-	I+	.	III+-1	

	l a	l b	l c	l d
<i>Cornus sanguinea</i>	III+ -2	IV+ -2	I+	p
<i>Ligustrum vulgare</i>	V 1-3	V 1-2	V+ -1	p
<i>Carpinus betulus</i>	x	.	x	.
<i>Tilia cordata</i> (et <i>platyphyllos</i>)
<i>Prunus avium</i>
<i>Tilia argentea</i>	—	—	—	—
<i>Acer platanoides</i>	—	.	.	—
<i>Corylus avellana</i>	I 1	.	.
<i>Frangula alnus</i>
<i>Staphylea pinnata</i>
<i>Fuonymus latifolius</i>	—	—	—	—

Krautschicht

Assoziations-(!lokal) u. Verbands- Charakterarten des *Aceri-Quercion*

<i>Carex michelii</i>	III+	IV+ -1	II -1	.
<i>Iris variegata</i> „Ws“	V 1 2	III+	III-1	x
<i>Iris (graminea)-pseudocyperus</i>	! (II+)	(x)	(II+2)	.
<i>Lathyrus pannonicus-collinus</i> „Ws“	! x	! I+	.	—
<i>Pulmonaria mollissima</i>	IV+ -1	II+ -1	IV+ -1	p
<i>Nepeta pannonica</i> „Ws“	I 1-2	x	x	.
<i>Phlomis tuberosa</i> „Ws“	II 1	II+ -2	III+ -2	p
<i>Doronicum hungaricum</i> „Ws“	! II+ -1	—	II 1	! p
<i>Melica altissima</i> „Ws“	I 1	—	.	p
<i>Melica picta</i>	—	—	—	p
<i>Viola suavis-pontica</i>	! I 1	—	—	p
<i>Veronica spuria-foliosa</i>	—	—	x	—
<i>Inula germanica</i> „Ws“	x	I 2	x	p
<i>Ferulago silvatica (galbanifera)</i> „Ws“	—	—	—	—
<i>Asyneuma canescens</i> „Ws“	—	—	—	—
<i>Carex brevicollis</i>	—	—	—	—
<i>Nectaroscordium bulgaricum</i>	—	—	—	—
<i>Euphorbia semivillosa</i>	—	—	—	—
<i>Viola tanaitica</i>	—	—	—	—
<i>Veronica umbrosa</i>	—	—	—	—

Charakterarten der *Quercetalia* *pub.-petr.* Ordnung

<i>Brachypodium pinnatum</i>	II 0-3	IV 1-2	V+ -3	x
<i>Polygonatum odoratum</i>	I+	IV+	V+ -1	.
<i>Muscari botryoides</i>	(!)II-1	.	.	.
<i>Silene cucubalus</i>	II+	.	II+	p
<i>Silene nutans</i>	I+	V+	I+	.
<i>Lychnis coronaria</i>	II+ 1	.	II+	.
<i>Ranunculus polyanthemus</i>	x	V+	.	p
<i>Thalictrum minus</i> „Ws“	I+	II+ -1	IV 1 -	.
<i>Clematis recta</i>	x	.	I+	.
<i>Anemone silvestris</i> „Ws“	—	—	II 1	—
<i>Sedum maximum</i>	I+	II+	II+ -1	p
<i>Potentilla alba</i>	II+ -1	III+	I+	.
<i>Fragaria viridis</i> „Ws“	x	IV 1	I+	p
<i>Trifolium alpestre</i>	x	V+	II+	p
<i>Astragalus glycyphyllos</i>	I+	V+	II+	p

2	3 a	3 b	4	5	
IV 1—	II—	II—1	IV 1 2	IV 1	
III 1	II	III—	IV — 1	I+	
II 1	.	II — 2	.	x	
II—	I—	(II — 3)	.	III— 1	
III 1	II	II+	.	x	
.	.	II—	II 1	.	
II 1 2	.	I—	.	II—	
III—1	.	II— -3	II 1	.	
II 1	.	I—	.	.	
		III+	II+—	—	
I 1	II—	I 1	II—	I+	Pont—Med
II—1	(x)	.	I+	—	Pont—Pann
x	.	(x)	.	.	Pont—Med
IV— 1	II—	I—	.	I+	Kont
II 1	.	II—	.	.	Eua—Kont
I—	I—	.	x	.	Kont
I 1	I—	I—	.	II—	Eua—Kont
I—	.	I—	.	—	Pann—Balc
.	.	I—	.	.	Eua—Kont
.	.	.	II 1 2	V+	Kont
.	Pont
I 1	I	x	I—	.	Eua—Kont
.	III	.	.	(I+)	Pont—Pann
.	.	II—1	.	I+	Pont—Med
—	.	I—	I—	—	Pont
		.	.	III+	Pann—Balc—Kauc
		.	.	Balc	
		.	.	III+	Pont
		.	.	I+	Pont—End
		.	.	IV+	Kauc
x	.	I—	II 0 2	.	
IV 1	III+	I+	I 1	I—	
x	.	x	.	.	
III— 1	.	I—	II—	I	
II 1	.	II	.	.	
.	.	I—	IV 1	.	
I—1	II—	I—	.	.	
II— -1	II—	II—	III— 1	I—	
x	
III— 1	II+	IV+	.	II—	
III—1	II—	.	.	II—	
.	II— —	II—	II—	II+	
.	I—	I—	II—	II+	
II—	I+	I+	II—	II+	

	I a	I b	I c	I d
<i>Coronilla varia</i>	I+	II+	IV+	p
<i>Lathyrus niger</i>	III+—1	I+	IV+	p
<i>Lathyrus latifolius</i> „Ws”.....	x	.	+	.
<i>Vicia cassubica</i>	II+—1	.	.	x
<i>Vicia pisiformis</i>	III+	II+	x	.
<i>Vicia cracca-tenuifolia</i> „Ws”.....	I+	V+	II+	.
<i>Geranium sanguineum</i> „Ws”.....	I+	IV+	IV+—1	.
<i>Dictamnus albus</i> „Ws”.....	III+—2	V 1	IV—1	.
<i>Euphorbia polychroma</i>	I+	III+—1	.
<i>Peucedanum cervaria</i> „Ws”.....	III+—1	III+	IV+—1	.
<i>Peucedanum officinale</i> „Ws”.....	II+	x	—	p
<i>Viola hirta</i>	I—1	V+—1	IV+	p
<i>Cynanchum vincetoxicum (v. laxum)</i>	III+—1	V+	IV+	p
<i>Lithospermum purpureo-coeruleum</i>	V 1—3	V 1—2	V 1 2	.
<i>Teucrium chamaedrys</i> „Ws”.....	II+—1	II 1	III+ 1	p
<i>Stachys officinalis</i> „Ws”.....	III+—1	I+	II+	p
<i>Satureja vulgaris</i>	I 1	V+	IV+	p
<i>Origanum vulgare</i>	III+—1	II+	I+ 1	p
<i>Veronica teucrium</i> „Ws”.....	x	II+—1	I+	.
<i>Melampyrum cristatum</i> „Ws”.....	II+—1	II+	IV+ 1	p
<i>Galium cruciata</i>	II+	V+—1	II+	p
<i>Galium mollugo-erectum</i>	x	IV+ 1	IV—	p
<i>Campanula rapunculus</i>	x	.	.	p
<i>Inula salicina</i> s. l.	III+—1	IV+	I—	p
<i>Chrysanthemum corymbosum</i>	III 1	IV+—1	III+—1	.
<i>Serratula tinctoria</i>	I+—1	II+	.	p
<i>Lactuca quercina (sagitt.)</i>	II+	IV+	.	.
<i>Hypochoeris maculata</i> „Ws”.....	II+—1	.	.	.
<i>Oryzopsis virescens</i>	—	.	II+—2	.
<i>Smyrniun perfoliatum</i>	—	.	II 1	.
<i>Carex montana</i>	x	.	I+	.
<i>Euphorbia angulata</i>	—	—
<i>Mercurialis ovata</i>	—	.	.	—
<i>Asparagus tenuifolius</i>	—	.	—	—
<i>Silene italica-nemoralis</i> „Ws”.....	—	—	—	—
<i>Serratula lycopifolia</i> „Ws”.....	—	—	—	—

Festucetalia, bzw. *Festucion*
sulcatae Arten

<i>Festuca sulcata-valesiaca</i>	II 1—3	II+	IV+—2	p
<i>Melica ciliata</i>	—	—	II—1	—
<i>Carex humilis</i>	—	.	IV 1—	—
<i>Anthericum ramosum</i>	—	.	II+—	—
<i>Arenaria micradenia</i>	I+	.	—	.
<i>Gypsophila paniculata</i>
<i>Adonis vernalis</i>	III+—1	II+—1	III+—1	.
<i>Erysimum pannonicum</i> „Ws”.....	—	.	IV+—1	—
<i>Filipendula vulgaris</i>	III+—1	IV+	III+	p
<i>Medicago falcata</i>	x	III+	p
<i>Peucedanum alsaticum</i> „Ws”.....	I+	II—	II+	p
<i>Vinca herbacea</i> „Ws”.....	I—1	.	IV+—1	.
<i>Stachys recta</i> „Ws”.....	II+—1	I+	IV+—1	.
<i>Veronica spicata (orchidea)</i>	I+	.	III+	p
<i>Asperula glauca</i>	x	I+	I 1—	.

2	3 a	3 b	4	5
II+-1	.	III- 1	I- 1	II-
V-1	I+	IV- 2	III- 1	.
.	I+	.	I-	.
.	.	.	I-	I-
.	I+	.	.	III-
II-	.	II-	.	II
I-	.	.	II 1	V- 1
II-
II-	.	III- 1	I-	.
.	.	.	(C)I-	II+
III- 1	I	III- 1	II- 2)	.
II-1	II--	V- 3	V 1 2	V- 2
I-	.	I 1	I	.
III--1	I-	II	III- -1	.
III--1	.	I	II- -1	III+
I	.	I-	II- 1	I-
II+	.	.	I-	II-
x	I+	.	.	.
II- 1	.	.	I 1	.
I-1	.	I-	II 1	.
.	.	I	II-	.
II+	I+	II	II 1	I-
IV+-1	II+-	III	IV- - 1	V-
II-1	III+-	.	I 1	.
(II+)	.	.	I-	V-
x	.	I-	I	.
.
II+	I+	.	I	.
III+	I+	.	.	.
I+	III+-	I-	III- 2	.
-	I+	IV-	II 1	.
.	I+	.	.	.
x	I+	.	.	.
.
.	I+	I-	.	.
II+-1	II+	I-	II 1	.
II+	.	I-	IV- 1	I-
I+	I+	I-	.	.
.	I+	I-	.	.
.	I+	.	I-1	.
x	++	.	.	.
.	(I+)	.	II-	.
.	.	.	.	I+

	l a	l b	l c	l d
<i>Inula hirta</i> „Ws”	I-2	.	.	.
<i>Artemisia pontica</i>	x	.	.	.
<i>Viola collina</i>	—	II-+	.	p
<i>Astragalus asper</i>	.	.	II+-1	.
<i>Astragalus exscapus</i>	—	.	I+	.
<i>Ajuga laxmannii</i>	.	—	II+-1	.
<i>Salvia nutans</i>	.	—	—	.
<i>Iris halophila</i>	—	—	—	—
<i>Dianthus trifasciculatus</i>	—	—	—	—
<i>Paeonia decora</i>	—	—	—	—
<i>Statice latifolia</i>	—	—	—	—
<i>Phlomis pungens</i>	—	—	—	—

Querceto-Fagetea etz. Arten

<i>Dactylis glomerata</i> s. l.	III 1	V+ -1	IV+ -1	p
<i>Poa pratensis</i> -angustifolia	V 1-3	IV 1	I 1	p
<i>Poa nemoralis</i>	III+ -2	III 1	II 1	.
<i>Brachypodium silvaticum</i>	IV 1-2	IV+ -1	II 1	p
<i>Bromus ramosus</i> ssp. <i>benekeni</i>	III+	.	II+	.
<i>Agropyron caninum</i>	III+ -2	I+	.	p
<i>Carex muricata</i> -pairei	II+	V+	II+	.
<i>Polygonatum latifolium</i>	IV 1-3	V+ -1	II+ -2	p
<i>Convallaria majalis</i>	II+ -2	.	II+	.
<i>Fagopyrum dumetorum</i>	I+	IV+ -1	I+	.
<i>Aristolochia clematidis</i>	.	.	.	p
<i>Ranunculus auricomus</i> s. l.	x	.	.	p
<i>Ranunculus ficaria</i>	V+ -1	I+	.	p
<i>Alliaria officinalis</i>	II+ -1	IV+	II+	p
<i>Chelidonium majus</i>	.	.	II+	.
<i>Corydalis cava</i> (solida)	III 1-3	.	(IV+ -1)	p
<i>Potentilla argentea</i>	I+	II+	I+	p
<i>Geum urbanum</i>	III+ -1	V+ -1	II+	p
<i>Fragaria vesca</i> et <i>elatio</i> r	III+ -1	IV+	IV+ -	(p)
<i>Trifolium medium</i>	x	.	.	.
<i>Geranium robertianum</i>	III 0-3	II+	II+ -1	p
<i>Euphorbia cyparissias</i>	III+ -	III+	V+ -1	.
<i>Hypericum perforatum</i>	III+	IV+	II+	p
<i>Viola cyanea</i>	III+ -2	II+	III+ -1	p
<i>Viola silvestris</i>
<i>Torilis japonica</i>	I+	IV+	I+	.
<i>Heracleum sphondylium</i> s. l. (sibiricum)	I+	II+	I+	p
<i>Ajuga genevensis</i>	II+	.	II+	p
<i>Glechoma hirsuta</i>	.	.	II+ - -	.
<i>Scrophularia nodosa</i>	I+	.	.	p
<i>Veronica chamaedrys</i>	IV+ -1	V+	IV+ -1	p
<i>Veronica hederifolia</i>	IV 1	.	.	p
<i>Calium aparine</i>	IV+ -2	IV+	I+	p
<i>Campanula persicifolia</i>	I+	III+	IV+ -	p
<i>Campanula rapunculoides</i>	x	.	I+	.
<i>Lapsana communis</i>	II+ -1	II+	IV+ -1	p
<i>Melica nutans</i>	.	II+	.	.
<i>Primula veris</i> var. <i>canescens</i>	—	V+ -1	I+	.
<i>Helleborus dumetorum</i>	—	—	II+ -	—

2	3 a	3 b	4	5
I+	.	II+	II-1	I+
.	I+	I+	.	.
.
.
x
x	I+	.	.	x
-	II+	.	.	.
.	.	II+	.	.
-	.	.	I 1	-
-	III-	.	.	.
-	I+	.	.	.
II-1	II-	V- -1	IV 1-2	IV + -
.	.	II-	IV 1-3	I
III 1-2	.	V- -2	IV 1-3	V -1
IV 1 2	I -	.	III 1-3	IV+
.	.	.	II+	.
I 1	II-	.	I+	III+
V 1 2	II+ -	III+ .	III+ -1	I+
IV 1	I 1 -	IV- -2	IV 1-2	I+
.	.	.	I 1	III+
III 1	III-	I -	I 1	III+
.	.	I -	I 1	II+
I -	.	I -	.	I+
I+	.	.	III+	.
I+(1 2)	I -	.	IV+ -1	V+
III-1	IV-	II-	V- -2	.
II+ -1	II -	II+	.	.
III -	.	II -	.	.
.	.	II+	IV+	.
II+	.	I+	-	.
II 1	.	I+	III 1	IV+
III+ -1	I+	I+	II+	(III+)
.	I+	I-	II 1	III+ -1
III+	I+	IV+	I+	I+
III+ -1	.	I+	IV+ -1	I+
.	.	II+	.	.
III 1	.	II+	II- -3	III- 1
I+	III+	II+	II-	I+
III-1	.	II+	II 1	IV+
III+ -1	II+	II+	.	I+
II+ -1
II+ -1
-	-	-	.	.

	l a	l b	l c	d
<i>Melittis melissophyllum</i>	IV+—1	.
<i>Viola mirabilis</i>
<i>Carex pilosa</i>
<i>Veratrum nigrum</i>	—	—	.	—
<i>Lilium martagon</i>	—	—	.	—
<i>Asarum europaeum</i>	—	.	.	—
<i>Stellaria holostea</i>	—	.	.	.
<i>Anemone hepatica</i>	—	—	—	—
<i>Anemone nemorosa</i>	—	.	—	—
<i>Helleborus purpurascens</i>	—	.	—	—
<i>Aconitum anthora</i>	—	—	—	—
<i>Lathyrus vernus</i>	—	.	.	—
<i>Aegopodium podagraria</i>
<i>Laserpitium latifolium</i>	—	—	.	—
<i>Symphytum tuberosum nodosum</i>	x	.	.	.
<i>Digitalis grandiflora</i>	x	.	II+	.
<i>Melampyrum bihariense</i>	—	—	—	—
<i>Galium schultesii</i>	—	.	.
<i>Tamus communis</i>	—	—	—	—

- 1 a) *Ac. t.-Qu. pubescentis-roboreis* bzw. *hungaricum* Zólyomi (56) em. 57 (*Querceto-Lithospermetum pannonicum roboretosum* Zólyomi 56 n. n.). Ungarn. 5 eigene Aufnahmen vom Kerecsender-Wald, 1 Aufn. vom Demjéner-Wald, 1955—56. S. oben.
- 1 b) *Ac. t.-Qu. pub.-rob. primuletosum* bzw. *occidento-pannonicum* (Knapp 44) em. Zólyomi 57 (*Querceto-Potentilletum albae occidento-pannonicum viburnetosum* Knapp 44). Österreich und Tschechoslowakei. 6 Aufn. von der Parndorfer Platte (KNAPP 1944 S. 31—36, No. 11—16), u. 2 eigene Aufn. aus der Süd-Slowakei, bzw. kleine-Tiefebene, vom Martinsky-les bei Senec (ZÓLYOMI mit JURKO-MIHÁLKÓ 1957, beigelegt während der Korrektur).
- 1 c) *Ac. t.-Qu. pub.-rob. ornetosum* bzw. *submatricum* (Fekete 56) em. Zólyomi—Fekete 57 (*Querceto-Lithospermetum* Fekete 56). Ungarn. 6 Aufn. im Velenceer Hügelland, Wald bei Lovasberény (FEKETE 1956, S. 358—361, No. 1—6) und 2 eigene Aufn. vom Gödöllőer Hügelland, am Fuss des Fóter-Berges (ZÓLYOMI mit I. KÁRPÁTI, FÜTÁK, 1956—57).
- d) *Ac. t.-Qu. pub.-rob. pseudorinetosum* bzw. *tibiscense* (Máthé 33) em. Zólyomi 57. (*Quercetum roboris tibiscense* Máthé 33, *Querceto-Festucetum festucetosum pseudorinae* Soó 34, 50). Artenaufzählung vom Ohat-Wald (MÁTHÉ 1933 S. 174—175), ergänzt mit eigenen Angaben aus dem Mezősáter-Wald (x).
- 2 *Ac. t.-Qu. petraeae-roboreis* bzw. *praerossicum* (Soó 51) em. Zólyomi 57 (*Quercetum roboris sessiliflorae praerossicum* Soó 51 p. p.). Rumänien. 15 Aufn. aus dem Mezőség (Soó 1951, Tab. III A, No. 1—14, 21).
- 3 a) *Ac. t.-Qu. pubescentis-pedunculiflorae* bzw. *bessarabicum* (Borza 37) em. Zólyomi 57 (*Quercetum pedunculiflorae* Borza 37, *Quercetum pubescentis bessarabicum* Borza 37, *Quercetum sessili-*

2	3 a	3 b	4	5
IV+—1	.	I+	.	—
II—1	I—1	IV 1	.	II+
II 1	.	II 1—3	I+	I 1
III+—1	I+	+	.	—
IV+—1	.	.	.	—
IV 1—	.	.	.	I+
III+—2	.	II+—1	.	V 1—2
IV 1	.	I+	.	.
III 1
V 1	—	—	—	—
II+—1	I+	.	.	—
III+—1	.	+	I+	V+
III 1—2	.	I±	.	II+
III+—1	—	—	—	—
IV—1
IV—1
V 1	—	I+	—	—
V 1	II+	II—	—	—
—	—	I—	IV+—1	—

florae bessarabicum Borza 37 p. p.). Sowjetunion u. Rumänien. 5 Aufn. aus Bessarabien (BORZA 1937, Tab. V, No. 1, S. 42—44, Tab. VI, No. 4, S. 47—48, Tab. VII, No. 1—3, S. 51—53) und 1 Liste aus Muntenien (PASKOVSKI et collab. 1954, Aufz. 1, 2, 4, S. 641—643).

- 3 b) *Ac. t.-Qu. pub.-ped. cotinetosum* bzw. *podolicum* (Szafer 35, Borza 37) em. Zólyomi 57 (*Querceto-Lithospermetum podolicum* Szafer 35, *Querceto-Lithospermetum cotinosum* Borza 37). Sowjetunion u. Rumänien. 1 Aufn. aus Podolien am Dnjester-Hang (SZAFAER 1935 S. 90—92), 3 Aufn. aus Nord-Bessarabien, am Dnjester (BORZA 1937, Tab. IV, No. 1, 2, 4, S. 38—42) u. 2 Aufn. aus der Moldau, bei Pufesti u. Jasi, am Pruth-Abhang (JAKUCS—FEKETE 1956).
- 1 *Ac. t.-Qu. confertae-pedunculiflorae* bzw. *bulgaricum* (Stojanov 55) em. Zólyomi 57 (*Quercetum cerridis* Stojanov et collab. 55 p. m. p.). Bulgarien. 3 Aufn. aus der Süd-Dobrudscha (STOJANOV et collab. 1955, Tab. III, No. I, II, VI, S. 80—83) u. 5 eigene Aufn. ebenda südlich Tolbuchin, bei Karapelit, Tervel und Karakus-Wald bei Alfatar (ZÓLYOMI 1956).
- 5 *Ac. t.-Qu. roboris* bzw. *rossicum* (Greenj, Kotov 40) em. Zólyomi 57 (*Quercus robur-Acer tataricum-Melica picta-Lithospermum purpureo-coeruleum* Ass., etc. Greenj 40. Ass. = Soziation! — *Querceto fraxinetum campestre tatarico-aceroso dictamnoso dactyloso purpureo-coeruleo-lithospermoso*, etc. und Gebüsch Kotov-Karnauch 40). Sowjetunion. 7. Aufn. im Bairak-Steppengebiet am Donjez-Rücken (GREENJ 1940, Tab. I, No. 121, 128, 160, 122, 125, 133, 129) und 3 Aufn. aus der Stalin-Region (KOTOV—KARNAUCH 1940, S. 336—337, 340, 346).

LITERATUR

1. ALJECHIN, W. W. : (1951) Rastitel'nosty SSSR (Pflanzengeographie SSSR), Moskwa (russisch)
2. BIRCK, O.—HORVÁTH, S.: (1955) Erdőtípus vizsgálatok a gödöllői erdőgazdasági tájban (Waldtypenuntersuchungen im forstwirtschaftlichen Gebiet von Gödöllő, nur ungarisch). Erdészeti Kutatások, Bp. S. 101—120.
3. BORZA, A. : (1937) Cercetari fitosociologice asupra padurilor Basarabene (Phytosociological studies on the Forests of Basarabia. Rumänisch mit engl. Zusammenfass.) Bulet. Grad. Bot. Cluj, 17. S. 1—85.
4. BRAUN-BLANQUET, J. : (1951) Les Groupements Végétaux de la France Méditerranéenne. Centre Nat. de la Rech. Scient. S. 1—297.
5. FEKETE, G. : (1956) Die Vegetation des Velenceer Gebirges. Ann. Mus. Nat. Hung. Ser. nov. 7. S. 343—362.
6. GÁYER, GY. : (1917) Supplementum Florae Posoniensis (deutsch). Magy Bot. Lap. 16. S. 38—39.
7. GAMS, H. : (1943) Die Wälder Südrusslands und ihre Geschichte. Forstarch. 19. H. 3—8, Sep. 1—17.
8. GREENJ, F. : (1940) New Finds and Growth Conditions of Veronica umbrosa M. B. (russisch mit engl. Zusammenfass.). Journ. Bot. de l'Acad. des Sciences RSS Ukraine, 1. S. 281—295.
9. HORVAT I. : (1950) Šumske zajednice Jugoslavije. Zagreb.
10. JAKUCS, P. —FEKETE, G. : (1957) Der Karstbuschwald des nordöstlichen Ungarischen Mittelgebirges (Quercus pubescens — Prunus mahaleb nova ass.). Acta Bot. 3. S. 253—259.
11. JÁRÓ, Z. : (1955) A lösz alapkőzet talaj- és erdőtipusai (Die Boden- und Waldtypen auf Löss-Grundgestein. Nur. ung.). Erdészeti Kutatások, Bp., S. 87—109.
12. KELLER, B. A. : (1927) Distribution of vegetation on the plain of European Russia. Journ. of Ecology, 15.
13. KNAPP, R. : (1942) Zur Systematik der Wälder, Zwergstrauchheiden u. Trockenrasen des eurasischen Vegetationskreises. Verv. Zentralst. f. Vegetationskartierung, 12. Rundbr. S. 1—81.
14. KNAPP, R. : (1944) Vegetationsaufnahmen v. Wäldern der Alpenostrand-Gebiete. T. 2. Wärmeliebende Eichen-Mischwälder. Halle-Saale. S. 1—55.
15. KOTOV, M. I. KARNAUKH, E. D. : (1940) Vegetation of the Preserves in the Stalin Region (russisch mit engl. Zusammenfass.). Journ. Bot. de l'Acad. des Sciences RSS Ukraine, 1. S. 335—352.
16. LENGYEL, G. : (1915) A vadászerdei m. kir. külső erdészeti kísérleti állomáshoz tartozó Vadászerdő, Bisztra és Hidasliget erdőrészek növényzete. (Nur. ung.) Erdészeti Kísérletek. 17. S. 175—223.
17. MÁTHÉ, I. : (1933) A hortobágyi Ohat-erdő vegetációja (Die Vegetation des Ohat-Waldes. Ung. mit deutsch. Zusammenfass.) Bot. Közl. 30. S. 163—184.
18. MÁTHÉ, I. : (1939) A hencidai »Cserje-erdő« vegetációja. (Die Vegetation des Waldes »Cserje-erdő« bei Hencida. Ung. mit deutsch. Zusammenfass.) Bot. Közl. 36. S. 120—129.
19. MATUSZKIEWICZ, W. et A. : (1956) Materiały do Fitosocjologicznej systematyki ciepłolubnych dabrów w Polsce. (Zur Systematik der Quercetalia pubescentis-Gesellschaften in Polen. Poln. mit deutsch. Zusammenfass.) Acta Soc. Bot. Poloniae, 25. S. 27—72.
20. MAJER, A. : (1957) Erdőtípus-csoportjaink és erdőgazdasági hasznosításuk. (Die Waldtypengruppen Ungarns und ihre forstwirtschaftliche Nutzenanwendung. Nur ung.) Erdészeti Kutatások (1956). 4. S. 1—32.
21. MEUSEL, H. : (1951/52) Die Eichenmischwälder des Mitteldeutschen Trockengebietes. Wiss. Zeitschr. d. Martin-Luther Univ. Halle—Wittenberg, 1. S. 49—72.
22. MEUSEL, H. : (1954/55) Über die Wälder der mitteleuropäischen Löss-Ackerlandschaften. Wiss. Zeitschr. d. Martin-Luther Univ. Halle—Wittenberg, 4. S. 21—35.
23. MEUSEL, H. u. Arbeitsgemeinschaft : (1955) Verbreitungskarten mitteldeutscher Leitpflanzen. 8. Reihe. Wiss. Zeitschr. d. Martin-Luther Univ. Halle—Wittenberg, 5. S. 297—333.
24. OBERDORFER, E. : (1956) Übersicht der Süddeutschen Pflanzengesellschaften. Beitr. z. naturkund. Forsch. in Südwestdeutschland. 15. S. 11—29.
25. PINCZÉS, Z. : (1955) Morfológiai megfigyelések a Hór völgyében. (Morphologische Beobachtungen im Hórtale. Ung. mit. deutsch. Zusammenfass.) Földr. Értesítő. 4. S. 145—156.
26. PINCZÉS, Z. : (1956) A Déli Bükk és előterének néhány fejlődéstörténeti problémája. (Einige entwicklungsgeschichtliche Probleme vom Südbahange und Vorraume des Bükkgebirges. Ung. mit deutsch. Zusammenfass.) Közlem. a Debreceni Kossuth L. Tud. egyet. Földr. Int. No. 26. S. 1—12.

27. PRODAN, GY.: (1915) Bács-Bodrog vármegye flórája. Flora des Komitates Bács-Bodrog. (Ung. deutsch.) Magy. Bot. Lapok. **14**. S. 120—269.
28. PASCOVSKI, S.—CEUCA, G.—CLONARU, A.—LEANDRU, V.: (1954) Tipurile de Padure in silvostepa dintre Siret si Jalomita. (Les types des forêts d'avant-steppe entre le Siret et la Jalomita. Rum. mit franz. Zusammenfass.) Bulet. Scientific, Sect. de Science Biol.-Agronom. **6**. S. 639—656.
29. PODPÉRA, J.: (1925) Die Ostrussischen Laubmischwälder. Beih. z. Bot. Centralbl. **42/2**. S. 1—66.
30. SOÓ, R.: (1941) Növényzövetkezetek Sopron környékéről. Pflanzengesellschaften aus der Umgebung von Sopron. Act. Geobot. Hung. **4**. S. 3—34.
31. SOÓ, R.: (1947) Közép-Erdély erdei növényzövetkezetei és azok jellemző (charakter)-fajai. (Die Waldgesellschaften des Mittleren Siebenbürgens und ihre Charakterarten.) Erdészeti Kísérletek. **47**. S. 1—58.
32. SOÓ, R.: (1947) Revue systématique des associations végétales des environs de Kolozsvár. Conspectus associationum plantarum regionis vicinae Kolozsvár. Acta Geobot. Hung. **6**. S. 3—50.
33. SOÓ, R.: (1950) A korszerű növényföldrajz kialakulása és mai helyzete Magyarországon. Le développement et la situation actuelle de la géobotanique moderne en Hongrie. Ann. Biol. Univ. Debrecen. **1**. S. 4—26.
34. SOÓ, R.: (1951) Les associations végétales de la Moyenne-Transylvanie. (Franz. mit russ. Zusammenfass.) Ann. Hist. Nat. Mus. Nat. Hung. **1**. S. 1—71.
35. SOÓ, R.—JÁVORKA, S.: (1951) A magyar növényvilág kézikönyve. Handbuch der ungarischen Pflanzenwelt, nur ung. I—II.
36. SOZAWA, V. B.: (1954) Les principes et les problèmes de la cartographie géobotanique. Types zonaux de la végétation de l'URSS. (Russ. und franz.) S. 259—288.
37. STEFANOVITS, P.: (1956) Magyarország talajai. (Die Böden Ungarns. Ung. mit russ. u. deutsch. Zusammenfass.) Budapest, S. 1—250.
38. SZAFER, W.: (1935) Las i step na zachodniem podolu. (The forest and the steppe in West Podolia. Poln. mit engl. Zusammenfass.) Rezpr. Akad. Umije., Kraków, **71/B**, S. 32—153.
39. STOJANOW, N.: (1950) Rastitelia geographija na Balkanskija poluostrow i Bulgarija. 2. (Nur bulg.) S. 260—522. Sofia.
40. STOJANOW, N.—KITANOW, B.—WELTSCHER, V.: (1955) Geobotanitzki issledwanija w uschna Dobrudscha. Botanische Studien in der S.-Dobrudscha. (Bulgarisch mit deutsch. Zusammenfass.) Sbornik na ekspedizijata po polesaschitnite poiasa w Dobrudscha. S. 59—125, Sofia.
41. TOMAZIČ, G.: (1940) Asociacije borowih gozdow w Sloveniji I. Basifilni borowi gozdi. (Les associations des pineraies en Slovénie. I. Les pineraies basiphiles. Französisch) Razpraw Matem.-prirodosl. rasreda akad. an v Ljubljani **1**. S. 113—117.
42. TÜXEN, R.: (1952) Hecken und Gebüsche. Mitt d. Geogr. Gesell. in Hamburg, **50**. S. 85—117.
43. UJVÁROSI, M.: (1941) Adatok a Borsodi sík flórájához Budai József gyűjtéséből. (Pótlások Soó-Máthé: Tiszántúli flórájához III.) Debreceni Szemle, S. 6—10.
44. WENDELBERGER, G.: (1954) Steppen, Trockenrasen und Wälder des pannonischen Raumes. Angew. Pflanzensoziologie, Festschrift Aichinger, **1**. S. 574—632.
45. WENDELBERGER, G.: (1955) Die Restwälder der Parndorfer Platte im Nordburgenland. Burgenland. Forsch. H. **29**. S. 1—175.
46. WILHELMY, H.: (1943) Das Wald-, Waldsteppen- und Steppenproblem in Südrussland. Geogr. Zeitschr. **49**. S. 161—188.
47. WOROWJOW, D. V.: (1953) Die Waldtypen der europäischen Teile der Sowjetunion. Kiew (russisch).
48. ZÓLYOMI, B.: (1942) A középdunai flóraválasztó és a dolomitjelenség. (Die Mitteldonau-Florenscheide und das Dolomitphänomen. Ung. mit deutsch. Zusammenfass.) Bot. Közl. **39**, S. 209—231.
49. ZÓLYOMI, B.: (1944) Az Alföld természeti tájtérképe. (Die natürlichen Landschaften des Alföld.) Fotolithogr. Klösz Gy. és Fia, Budapest.
50. ZÓLYOMI, B.: (1946) Természetes növénytakaró a tiszafüredi öntözőrendszer területén. (Natural vegetation on the Irrigation-system-area of Tiszafüred. Ung. mit engl. Zusammenfass.) Öntözésügyi Közlemények, **7—8**. S. 62—75.
51. ZÓLYOMI, B.: (1954) Phytocénologie et la sylviculture en Hongrie. Act. Bot. Acad. Scient. Hung. **1**. S. 215—222.
52. ZÓLYOMI, B.: (1956) Magyarország zonális növénytársulásai. (Die zonalen Pflanzengesellschaften Ungarns. nur ung.) Magy. Biol. Társaság I. Biol. vándorgyűlés előadásainak ismertetése. S. 4—6.

53. BENCZE, P. : (1955) A dunántúli kavicsos talajokon (az ún. Cseri földeken) végzett kutatások. (Untersuchungen auf den Kiesigen Standorten (sog. »Cseri«-Böden) Transdanubiens. Nur ung.) Erdészeti Kutatások, Bp. 4. 83—98.
54. HARACSI, L. : (1955) Hozzászólás (Diskussion. Nur ung.) Az Erdő, 4. S. 496.
55. JOVANOVIĆ, B. : (1955) Šumske Fitocenoze i staništa Suve Planine (Waldphytocenosen und Standorte der Suva Planina. Serbisch mit deutsch. Zusammenfass.) Beograd, S. 1—101.
56. OBERDORFER, E. : (1957) Süddeutsche Pflanzengesellschaften. Jena.
57. WENDELBERGER, G. : (1955) Das vorkommen der Zwergmandel (*Amygdalus nana*) im Nordburgenland. Burgenländ. Heimatbl. 17, S. 101—103.

STUDIES ON YEAST RESPIRATION. I

By

J. ZSOLT

INSTITUTE FOR PLANT PHYSIOLOGY, UNIVERSITY, SZEGED

(Received February 12, 1957)

I. Adaptation to substrate respiration

SLONIMSKI (1953) found that in yeast cells cultured under anaerobic conditions the speed of respiration increases while it is being measured: the cells adapt themselves to respiration: more exactly, their cytochrome-oxidase activity intensifies. Our own experiments yielded the following results.

1. Hungarian baker's yeast displays a similar phenomenon. Curve A in Fig. 1. obtained with a WARBURG manometer and the use of the "direct" method, illustrates the speed of respiration in 0,5 g of commercial baker's yeast suspended in 100 ml of M-15 KH_2PO_4 at 30° C in the presence of 0,5 per cent glucose. The suspension yielding curve B was previously aired for two hours at 30° C in the presence of 1 per cent glucose.

2. In the experiment in Fig. 2 both suspensions were previously aired for two hours at 30° C, one of them containing 1 per cent glucose. In the latter

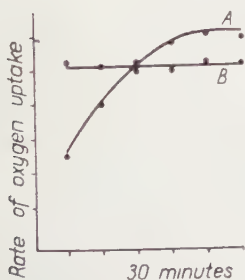


Fig. 1. Respiration of yeast suspensions before the measurement aerated (B) and non-aerated (A)

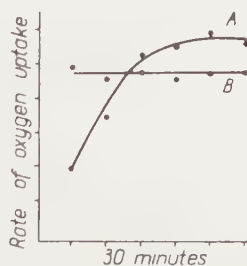


Fig. 2. Respiration of yeast suspensions before the measurement aerated in the presence of glucose (B) and without it (A)

the measurements showed the cells to respire at unchanging speed (curve B), while in the former, aired in the absence of glucose the speed of oxygen consumption was found increasing (curve A). This observation supports SLONIMSKI's find-

ing insofar as it confirms that without a substrate there is no adaptation to respiration.

3. The changes in the respiratory rate in the presence of various substances were also studied. It was found that in the presence of 1 per cent of glucose, saccharose, or lactic acid, the speed of respiration increases in the same measure as in SLONIMSKI's experiments, while in that of 1 per cent of ethanol the maximal respiratory speed appears immediately (Fig. 3). This finding no longer favours SLONIMSKI's concept. While it is possible that there is adaptation even in the presence of ethanol, it must proceed so rapidly (in less than 10 minutes!) that

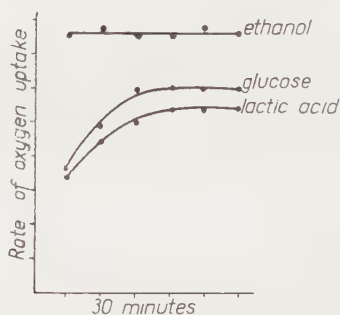


Fig. 3. Respiration of yeast suspensions in the presence of different substrates

the applied method of measurement fails to demonstrate it. Even if there be such adaptation, its extraordinary rapidity would require its own explanation. Oxygen is consumed at the highest rate in the presence of ethanol; this is perhaps due to the quick penetrating capacity of this agent.

II. Recovery from iodic acid poisoning

In biochemistry, as an inhibitor of myoglycolysis, iodic acid has been introduced by LUNDGAARD (1930). The present work reports measurements of the respiration in baker's yeast in the presence of various substrates and different quantities of iodic acid.

Using WARBURG's "direct" method, 0.5 g of commercial yeast was suspended in 100 ml of M/15 KH_2PO_4 . The substrate and the iodic acid were brought to the suspensions from the lateral bulb at the beginning of the measurements. Glucose, saccharose, ethanol, acetic and lactic acid, in 0.5 per cent concentration served as substrates. Iodic acid was applied in 1.0, 0.5 and 0.1 mM concentrations. Readings were taken at 30° C at 10-minute intervals for one hour.

The results are presented in the diagrams in Fig. 4.

Those on the left show the changes in the respiratory speed observed in one hour. With the use of increasing concentrations of iodic acid the speed

of respiration is seen to decrease at an accelerated rate. With a view to eliminating interference by the respiratory changes in the controls, in the diagrams on the right speeds are shown as percentages of the control. These diagrams reveal

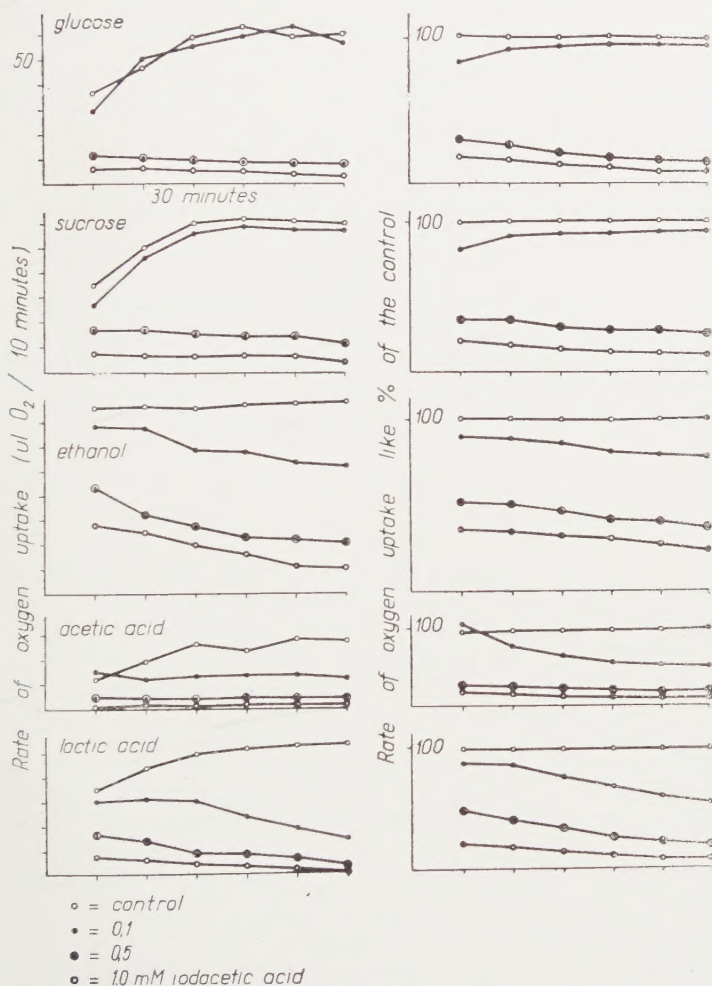


Fig. 4. Respiration of yeast suspensions with different substrates in the presence of different concentrations of iodacetic acid

that upon the action of 1,0 and 0,5 mM of iodacetic acid poisoning steadily increases in the presence of the studied substrates, while on the effect of 0,1 mM the initial inhibition gradually comes to an end in the presence of glucose or saccharose.

Assumedly, on the use of 0,1 mM the iodacetic acid penetrates rather slowly, and through the still unpoisoned active points there arises an intermediate product, which counteracts the poison, moreover, having greater affinity

to the active points than iodacetic acid, stops the poisoning altogether. On the use of a higher concentration the assumed intermediate product is spent at once the iodacetic acid continues to poison the active points, and thus further slackens the places at which the neutralizing product arises, whereby it keeps on intensifying inhibition. Of the studied substrates, only glucose and saccharose give rise to the postulated intermediate product, which however is not identical with ethanol that has been shown to protect the alcohol dehydrogenase from iodacetic acid poisoning (BARRON, LEVINE, 1952).

REFERENCES

- BARRON, E. S. G.—LEVINE, S.: (1952) *Arch. Biochem. and Biophys.* **41**, 175, citation by :
 COLOWICK, S. P.—KAPLAN, N. O.: (1955) *Methods in Enzymology*. vol. I. p. 503.
 LUNDGAARD, E.: (1930) *Biochem. Z.* **220**, 8, citation by : HOFFMAN—OSTENHOF, O. (1954):
Enzymologia. p. 683.
 SLONIMSKI, P. P.: (1953) A specific relation between enzymic adaptation and cytoplasmic
 mutation. in: *Adaptation in Micro-organisms*. Cambridge. p. 76—97.

The *Acta Botanica* publish papers on botanical subjects in English, French, German and Russian.

The *Acta Botanica* appear in parts of varying size, making up one volume.

Manuscripts should be addressed to:

Acta Botanica, Budapest 62, Postafiók 440.

Correspondence with the editors and publishers should be sent to the same address.

The rate of subscription to the *Acta Botanica* is 110 forints a volume. Order may be placed with "Kultura" Foreign Trade Company for Books and Newspapers (Budapest, VI., Népköztársaság útja 21. Account No. 43-790-057-181) or with representatives abroad.

Les *Acta Botanica* paraissent en français, allemand, anglais et russe et publient des travaux du domaine des sciences botaniques.

Les *Acta Botanica* sont publiés sous forme de fascicules qui seront réunis en un volume.

On est prié d'envoyer les manuscrits destinés à la rédaction à l'adresse suivante :

Acta Botanica, Budapest 62, Postafiók 440.

Toute correspondance doit être envoyée à cette même adresse.

Le prix de l'abonnement est de 110 forints par volume.

On peut s'abonner à l'Entreprise du Commerce Extérieur de Livres et Journaux «Kultura» (Budapest, VI., Népköztársaság útja 21. — Compte-courant No. 43-790-057-181) ou à l'étranger chez tous les représentants ou dépositaires.

«*Acta Botanica*» публикуют трактаты из области ботаники на русском, немецком, английском и французском языках.

«*Acta Botanica*» выходят отдельными выпусками разного объема. Несколько выпусков составляют один том.

Предназначенные для публикации рукописи следует направлять по адресу :

Acta Botanica, Budapest 62, Postafiók 440.

По этому же адресу направлять всякую корреспонденцию для редакции и администрации.

Подписная цена «*Acta Botanica*» — 110 форинтов за том. Заказы принимает предприятие по внешней торговле книг и газет «Kultura» (Budapest, VI., Népköztársaság útja 21. Текущий счет № 43-790-057-181), или его заграничные представительства и уполномоченные.

INDEX

<i>Jávorka, S.</i> : Pál Kitaibel	213
<i>Borsos, O.</i> : Experimentelle morphologische Beobachtungen in der Gewebestruktur der Blätter von ungarländischen Festuca-Arten.....	219
<i>Faludi-Dániel, Á.</i> : Changes in the Organic-acid and Amino-nitrogen Contents of Peas and Maize during Germination	243
<i>Jakucs, P.—Fekete, G.</i> : Der Karstbuschwald des Nordöstlichen Ungarischen Mittelgebirges (<i>Quercus pubescens</i> — <i>Prunus mahaleb nova ass.</i>)	253
<i>Mándy, Gy.—Zsolt, J.—Pál, Gy.</i> : Studies of the Germination of Hungarian Wheat Varieties	261
<i>Maróti, M.</i> : Der Nitrogenstoffwechsel in der jungen Wurzel und im Spross I.....	275
<i>Sárkány, S.—Dános, B.</i> : Über die Veränderungen im Morphin- und Nebenalkaloiden-Gehalt in den verschiedenen Organen der Mohnpflanze während der Vegetationsperiode I.	293
<i>Soó, R.</i> : Systematische Übersicht der pannonischen Pflanzengesellschaften I.....	317
† <i>Timár, L.</i> : Die botanische Erforschung des Sees Fehértó bei Szeged.....	375
<i>Vörös-Felkai, Gy.</i> : Données sur les levures de fleurs répandues en Hongrie	391
<i>Zólyomi, B.</i> : Der Tatarenahorn-Eichen-Lösswald der zonalen Waldsteppe (<i>Acereto tatarici-Quercetum</i>)	401
<i>Zsolt, J.</i> : Studies on Yeast Respiration I.....	425